

UNIVERSITÉ DU QUÉBEC

**INFLUENCE DU MOMENT DU SEVRAGE SUR LA CROISSANCE ET LA
SURVIE DES JUVÉNILES DE PLIE ROUGE (*Pseudopleuronectes americanus*)**

MÉMOIRE

PRÉSENTÉ À

L'UNIVERSITÉ DU QUÉBEC À RIMOUSKI

Comme exigence partielle de la Maîtrise ès Sciences en Océanographie

PAR

MICHEL BÉLANGER

Décembre 2008

UNIVERSITÉ DU QUÉBEC À RIMOUSKI
Service de la bibliothèque

Avertissement

La diffusion de ce mémoire ou de cette thèse se fait dans le respect des droits de son auteur, qui a signé le formulaire « *Autorisation de reproduire et de diffuser un rapport, un mémoire ou une thèse* ». En signant ce formulaire, l'auteur concède à l'Université du Québec à Rimouski une licence non exclusive d'utilisation et de publication de la totalité ou d'une partie importante de son travail de recherche pour des fins pédagogiques et non commerciales. Plus précisément, l'auteur autorise l'Université du Québec à Rimouski à reproduire, diffuser, prêter, distribuer ou vendre des copies de son travail de recherche à des fins non commerciales sur quelque support que ce soit, y compris l'Internet. Cette licence et cette autorisation n'entraînent pas une renonciation de la part de l'auteur à ses droits moraux ni à ses droits de propriété intellectuelle. Sauf entente contraire, l'auteur conserve la liberté de diffuser et de commercialiser ou non ce travail dont il possède un exemplaire.

REMERCIEMENTS

Je me sens extrêmement fier et privilégié d'avoir complété une maîtrise sur le sujet qui me passionne. Cela représente pour moi l'aboutissement de plusieurs années d'études et de préparation, cela bien avant d'être à Rimouski. Cette section du mémoire me permet de remercier tous ceux qui ont permis la réalisation de ce projet.

Mes remerciements les plus importants vont à ma directrice, Dr Céline Audet. L'encadrement que j'ai reçu avec Céline a été incroyable et je lui en suis très reconnaissant. Grâce à elle, cette maîtrise représente bien plus que la rédaction d'un mémoire, mais aussi l'apprentissage d'une rigueur de travail ainsi que la motivation à travailler fort dans ce que l'on aime. Je lui suis aussi extrêmement reconnaissant de m'avoir fait confiance pour ce projet et j'espère avoir répondu à ses attentes. En travaillant avec Céline, on se rend compte qu'elle est une chercheuse d'exception, toujours disponible...merci pour tout !

Je tiens aussi à remercier mes co-directeurs Dr Yvan Lambert et Dr Matthew K. Litvak qui m'ont grandement aidé au cours de la maîtrise. Les corrections justes et précises d'Yvan ont été grandement appréciées. J'ai aussi vraiment aimé rencontrer et discuter avec Matthew lors de mon séjour au Nouveau-Brunswick. Je veux aussi remercier tout le monde avec qui j'ai travaillé lors de ce projet, tout spécialement Erwann Fraboulet, qui m'a écouté, aidé et encouragé tout au long de la maîtrise. Anick

Picard, Audrey Mainguy et Simon Tétrault ont représenté une aide plus qu'indispensable à la station aquicole. Je suis aussi très content d'avoir connu et travaillé avec Iften Redjah et Richard Saint-Louis lors de mes analyses lipidiques. Je les remercie de l'attention et de l'énergie qu'ils ont accordées à ce projet. Finalement, un énorme merci à Dominique Lavallée, Laurent Seychelles et à Réjean Tremblay qui ont joué un rôle important dans ma maîtrise.

Si j'ai pu réaliser ce projet, c'est aussi grâce à ceux qui ont cru en moi avant que j'entame la maîtrise et qui m'ont donné l'occasion d'avancer. Je tiens donc à remercier Serge Higgins, Julian Dodson, David Paez, Orlane Rossignol et Nicolas Martin qui m'ont permis d'entrer dans le monde de la biologie et de l'aquaculture.

Bien entendu, je veux remercier ceux que j'apprécie par-dessus tout, mes parents. Je leur dédie ce mémoire en guise de reconnaissance pour m'avoir encouragé et aidé tout au long de mon parcours. Je tiens aussi à remercier ma copine Véronique pour sa patience, sa compréhension, son soutien ainsi que l'aide qu'elle m'a apportée pour la correction de mon français écrit. Finalement, je veux remercier mes ex-colocataires, mais toujours amis, Louis-Charles, Bernard et Alice pour l'année inoubliable qu'on a vécue ensemble dans la maison à Rimouski.

RÉSUMÉ

La plie rouge, (*Pleuronectes americanus* Walbaum 1792) est une espèce prometteuse pour la diversification de l'aquaculture dans l'Est canadien. C'est une espèce indigène à nos régions qui s'adapte aux conditions locales et à la vie en captivité. En captivité, la reproduction et l'élevage larvaire de cette espèce sont maintenant bien maîtrisés. Cependant, l'élevage des juvéniles est plus problématique puisque des hausses importantes du pourcentage de mortalité surviennent au cours du mois suivant la déposition.

Les proies vivantes tels que les rotifères, *Brachionus plicatilis* (Müller), et les artémies, *Artemia franciscana* (Linné), sont requises pour l'alimentation des premiers stades de vie. Ce type d'alimentation représente des coûts et des efforts de production élevés. Une séquence d'alimentation mixte de proies vivantes et de moulée est déjà utilisée pour l'élevage de la plie rouge, mais une alimentation uniquement à base de moulée serait plus avantageuse.

L'objectif de cette étude est de vérifier si la croissance et la survie sont influencées par le moment du sevrage qui représente la transition entre une alimentation à base de proies vivantes et une alimentation basée exclusivement sur la moulée. Quatre moments de sevrage différents ont été testés, soit à la déposition, un mois, deux mois et

trois mois après la déposition. Lors de cette étude, seuls les rotifères enrichis ont été utilisés comme proie vivante pour l'ensemble de l'élevage.

Le moment du sevrage a eu une influence sur le pourcentage de survie et la croissance des juvéniles de plie rouge. Une alimentation mixte de rotifères enrichis et de moulée a été nécessaire à la survie des juvéniles jusqu'à deux mois après la déposition. À la fin de l'expérimentation, une croissance plus importante en masse a été observée chez les juvéniles en alimentation mixte par rapport aux juvéniles sevrés deux mois après la déposition. Seuls les juvéniles sevrés deux et trois mois après la déposition ont présenté des différences de composition en grandes classes de lipides, mais non dans la composition en acides gras essentiels. Pour l'ensemble des traitements, très peu de juvéniles ont présenté des problèmes de pigmentation et d'érosion des nageoires. L'utilisation de rotifères enrichis comme uniques proies vivantes a permis de produire des juvéniles de qualité.

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	ii
RÉSUMÉ.....	iv
TABLE DES MATIÈRES	vi
LISTE DES TABLEAUX.....	viii
LISTE DES FIGURES.....	x
 1. INTRODUCTION.....	 1
1.1 Alimentation des premiers stades de poissons marins en culture.....	1
1.2 Mise en contexte de l'aquaculture.....	4
1.3 Biologie de la plie rouge.....	5
1.4 Élevage de la plie rouge.....	9
1.5 Problématique.....	10
1.6 Objectifs.....	11
 2. MATÉRIEL ET MÉTHODES.....	 13
2.1 Conditions expérimentales.....	13
2.2 Obtention des juvéniles.....	14
2.3 Traitements expérimentaux.....	15
2.4 Échantillonnage.....	17
2.5 Analyses.....	18

3. RÉSULTATS.....	22
3.1 Analyse de la survie.....	22
3.2 Données morphométriques.....	22
3.3 Indices d'état.....	26
3.4 Grandes classes de lipides.....	31
3.5 Acides gras.....	36
4. DISCUSSION.....	43
4.1 Influence du moment du sevrage sur la survie des juvéniles.....	44
4.2 Influence du sevrage sur la croissance des juvéniles.....	47
4.3 Utilisation de rotifères enrichis comme seules proies vivantes.....	50
5. CONCLUSION.....	53
RÉFÉRENCES CITÉES.....	54

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1	Résultats des ANOVAs à un facteur (traitement) réalisées sur le pourcentage de survie, la longueur standard, la largeur, la masse humide, la concentration et la composition lipidique.....	23
Tableau 2	Résultats des tests non-paramétriques de Kruskal-Wallis réalisés sur les indices d'état des juvéniles.....	29
Tableau 3	Lipides totaux (mg g ⁻¹ masse humide) et proportion (%) des classes de lipides des rotifères enrichis et moulées (<i>Gemma wean diamond</i> 0.2, 0.3 et 0.5 (Skretting)) aux différentes dates d'échantillonnage.....	33
Tableau 4	Lipides totaux (mg g ⁻¹ masse humide) et proportion (%) des classes de lipides chez les juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	38
Tableau 5	Lipides neutres totaux (mg g ⁻¹ masse humide) et composition en acides gras (%) dans les lipides neutres des juvéniles de plie rouge et de l'aliment 90 jours après la déposition.....	39

Tableau 6	Lipides polaires totaux (mg g^{-1} masse humide) et composition en acides gras (%) dans les lipides polaires des juvéniles de plie rouge et de l'aliment 90 jours après la déposition.....	41
------------------	--	----

LISTE DES FIGURES

Figure 1	Pourcentage de survie des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	24
Figure 2	Longueur standard (mm) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	25
Figure 3	Largeur (mm) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	27
Figure 4	Masse humide (g) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	28
Figure 5	Degré de pigmentation des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition pour les différents jours d'échantillonnage.....	30

Figure 6	Niveau d'érosion des nageoires des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition pour les différents jours d'échantillonnage.....	32
Figure 7	Composition en classes de lipides (%) dans les rotifères enrichis, aux différentes dates d'échantillonnage.....	34
Figure 8	Composition en classes de lipides (%) des moulées utilisées (<i>Gemma wean diamond 0.2, 0.3 et 0.5</i> (Skretting)).....	35
Figure 9	Composition en classes de lipides (%) dans les juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.....	37

1. INTRODUCTION

1.1 Alimentation des premiers stades de poissons marins en culture

De façon générale, les poissons marins produisent un nombre élevé d'œufs de petite taille (Jennings *et al.* 2001). Il en résulte de petites larves qui sont sensibles aux stress environnementaux et qui doivent se développer rapidement. En production aquacole, il est essentiel de répondre rapidement et adéquatement aux besoins nutritionnels des larves (Sargent *et al.* 1997), mais nos connaissances sur ceux-ci sont limitées (Lucas et Southgate 2003; Trushenski *et al.* 2006). Actuellement, les proies vivantes représentent la principale source d'alimentation des larves de poissons marins en culture et leur utilisation reste répandue en absence d'aliments artificiels pouvant répondre à eux seuls aux besoins des larves (Wanatabe et Kiron 1994; Trushenski *et al.* 2006). Cependant, une alimentation à base de moulée est l'objectif à atteindre pour réduire les coûts, soutenir une production constante de juvéniles de qualité et assurer le succès à long terme de l'aquaculture (Cahu et Zambonino Infante 2001; Trushenski *et al.* 2006).

Les proies vivantes les plus couramment utilisées en aquaculture sont les rotifères, *Brachionus plicatilis* (Müller) (150-220 µm) et les artémies, *Artemia franciscana* (Linne) (> 400 µm). Celles-ci sont utilisées par l'industrie en raison de leur plasticité, de leur facilité de culture et de leur taille convenant à l'alimentation

larvaire (Lucas and Southgate 2003; Støttrup et McEvoy 2003). Cependant, ces proies vivantes ne font généralement pas partie du régime alimentaire naturel des larves de poissons marins et ne rencontrent pas tous leurs besoins nutritionnels (Watanabe et Kiron 1994; Sargent *et al.* 1999). Ainsi, leur composition en acides gras et en acides aminés peut être très différente de celle du plancton sauvage (Bell *et al.* 2003; Naess *et al.* 1995 ; Sargent *et al.* 1997). Les rotifères et les artémies peuvent être déficients en acides gras polyinsaturés à longue chaîne essentiels pour les poissons marins (acide eicosapentanoïque (EPA) 20:5n-3; acide docosahexanoïque (DHA) 22:6n-3, acide arachidonique (AA) 20:4n-6) (Watanabe et Kiron 1994; Sargent *et al.* 1999; Bell et Sargent 2003; Bell *et al.* 2003). Ces acides gras sont nécessaires au maintien des membranes cellulaires et comme précurseurs des eicosanoïdes (Sargent *et al.* 1999). Ils doivent donc être présents dans l'alimentation afin d'assurer une croissance et un développement normal, car les larves de poissons marins sont incapables de les synthétiser (Watanabe et Kiron 1994; Sargent *et al.* 1999; Bell *et al.* 2003). Cependant, il est particulièrement difficile d'obtenir un ratio adéquat d'acides gras essentiels (EPA : DHA : AA) par l'entremise des proies vivantes (Sargent *et al.* 1997). Par exemple, l'enrichissement des artémies est problématique, car elles ont une propension à reconvertir le 22:6n-3(DHA) assimilé en 20:5n-3(EPA) (Navaro *et al.* 1999). De plus, les populations de rotifères en culture demandent une attention constante. Elles peuvent être instables et sont sujettes à chuter occasionnellement de façon imprévisible (Støttrup et McEvoy 2003; Hagiwara *et al.* 2001).

La faible performance de la moulée comme première alimentation des larves de poissons marins peut être causée par une acceptabilité limitée pour des particules inertes

ainsi que par des problèmes d'ingestion et de digestion (Støttrup et McEvoy 2003; López-Alvarado *et al.* 1994; Yúfera *et al.* 1995 ; Lucas et Southgate 2003). En aquaculture, l'arrêt complet de l'alimentation à partir de proies vivantes pour une alimentation basée exclusivement sur la moulée correspond au sevrage. Le sevrage est effectué en augmentant l'apport en moulée et en diminuant progressivement l'apport en proies vivantes (Lucas et Southgate 2003). Généralement, les poissons marins sont sevrés à la métamorphose alors que le développement du système digestif est avancé et que l'estomac est fonctionnel (Lucas et Southgate 2003).

Une alimentation mixte en aquaculture correspond à une alimentation à base de proies vivantes et de moulée. L'alimentation mixte permet de maintenir une croissance et une survie comparables à ce qui est obtenu avec les proies vivantes et amène une diminution des coûts de production (Koven *et al.* 2001; Lucas et Southgate 2003; Canãvate et Fernández-Díaz 1999). Rosenlund *et al.* (1997) rapportent des essais concluants d'alimentation mixte chez plusieurs espèces de poissons marins dont le flétan Atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*), le turbot (*Scophthalmus maximus*), le bar européen (*Dicentrarchus labrax*) et la dorade royale (*Sparus aurata*). La présence de proies vivantes permet d'augmenter l'ingestion de la moulée et de devancer le sevrage (Canãvate et Fernández-Díaz 1999; Watanabe et Kiron 1994; Rosenlund *et al.* 1997; Koven *et al.* 2001). Des études sur le sevrage des larves des espèces marines (*Cynoglossus semilaevis* (Chang *et al.* 2006), *Solea senegalensis* (Canãvate et Fernández-Díaz 1999), *Solea solea* (Appelbaum 1985)) montrent que plus longtemps elles sont alimentées uniquement avec des proies vivantes, plus il est difficile de les sevrer.

1.2 Mise en contexte de l'aquaculture

L'aquaculture est en constante progression, tandis que l'industrie des pêches semble plafonner. L'aquaculture est probablement le secteur de production alimentaire dont la croissance est la plus rapide. Mondialement, près de 50% des poissons destinés à l'alimentation humaine proviennent de l'aquaculture (FAO 2006). L'aquaculture est donc une alternative intéressante pour remédier à l'épuisement des stocks par les pêcheries.

Les principales provinces pratiquant l'aquaculture au Canada sont la Colombie-Britannique et le Nouveau-Brunswick. L'élevage de saumons sur la côte ouest canadienne domine l'industrie avec 24 362 tonnes produites en 2006. Dans les maritimes, l'aquaculture repose principalement sur la production de saumons, de moules et de pétoncles (Statistique Canada 2007). L'industrie aquacole canadienne tente de se diversifier et cherche à développer de nouveaux secteurs de production. Au Québec, l'aquaculture de truite arc-en-ciel et d'omble de fontaine représente la production la plus importante suivie de l'élevage de la moule. Aucune espèce de poissons marins n'est élevée de façon commerciale dans la province (Statistique Canada 2007). Selon le règlement sur l'aquaculture et la vente des poissons en vertu de la loi sur la conservation et la mise en valeur de la faune (C-61.1), une espèce peut être élevée sur un site seulement si elle y est présente à l'état naturel. La province est divisée en zones pour lesquelles l'élevage, le transport et l'ensemencement de certaines espèces sont permis. Il s'agit d'une législation qui a pour but de protéger l'intégrité de la faune sauvage. La capacité de survivre aux conditions extrêmes de l'hiver québécois à l'état

naturel est donc une condition nécessaire pour le choix d'espèces propices à l'aquaculture.

La plie rouge est une espèce maintes fois qualifiée de prometteuse pour la diversification de l'aquaculture dans l'Est canadien (Litvak 1996; 1999). Il s'agit d'une espèce adaptée aux conditions locales difficiles et qui peut survivre à des températures sous le point de congélation (Duman et Devries 1974; Fletcher 1977). Il serait donc possible d'élever la plie rouge le long des côtes canadiennes, là où la température hivernale est létale pour d'autres espèces. La plie rouge possède une fécondité élevée et une croissance rapide, des caractéristiques intéressantes en aquaculture (Litvak 1999). Les filets de plie rouge sont les plus épais parmi les différentes espèces de plies communes de la côte Nord-est américaine (Bigelow et Schroeder 1953). Elle s'adapte bien à la captivité et pour une même longueur, sa masse y est plus importante qu'à l'état sauvage (Litvak 1994). L'élevage de la plie rouge est aussi économiquement viable (Litvak 1996; 1999). Selon les relevés des marchés de poissons frais de la Nouvelle-Angleterre, la plie rouge ou "blackback" avait une valeur marchande comparable aux autres poissons de fond populaires comme la morue et l'aiglefin (NMFS 2008).

1.3 Biologie de la plie rouge

La plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*) appartient à l'ordre des Pleuronectiformes et à la famille des Pleuronectidae (Scott et Scott 1988). C'est une espèce côtière de l'Atlantique Nord présente du Labrador jusqu'à la Géorgie (Bigelow

et Schroeder 1953; Scott et Scott 1988; MPO 2005). Elle vit à des profondeurs généralement inférieures à 40 mètres sur des fonds meubles ou modérément durs (Bigelow et Schroeder 1953; Scott et Scott 1988). La plie rouge est une espèce euryhaline et eurytherme. Elle tolère une large gamme de salinité allant de 8 à 40 ‰ (Bigelow et Schroeder 1953; McCracken 1963; Pereira *et al.* 1999) et des températures allant de -1.4 °C jusqu'à 27 °C (Bigelow et Schroeder 1953; McCracken 1963; Duman et Devries 1974). La plie rouge peut survivre à des températures sous le point de congélation grâce à la production de protéines antigel (Duman et Devries 1974; Fletcher 1977). Les migrations de cette espèce sont plus ou moins régulières et sont initiées en fonction de la température, des ressources trophiques et de l'état de maturation des gonades (McCracken 1963; Van Guelpen et Davis 1979). Dans l'estuaire du Saint-Laurent, la plie rouge migre près des côtes au printemps pour se reproduire et pour profiter de l'abondance de nourriture (Vaillancourt *et al.* 1985).

Son alimentation varie en fonction de son stade de vie. Les larves de plie rouge s'alimentent de petites proies retrouvées dans le zooplancton comme les nauplii et les œufs d'invertébrés. En grandissant, elles s'alimentent de proies plus grosses comme les larves de polychètes et les copépodes (Pearcy 1962). Les juvéniles nouvellement métamorphosés s'alimentent généralement de copépodes et de petits isopodes (Pearcy 1962). La plie rouge adulte possède un régime alimentaire omnivore opportuniste. Les polychètes, les mollusques, les amphipodes, les petits crustacés, les algues ainsi que les œufs d'autres espèces (capelan, hareng) font partie de son alimentation (Bigelow et Schroeder 1953; Vaillancourt 1982; Frank et Leggett 1983; Carlson *et al.* 1997; Link *et al.* 2002). Elle n'a pas de préférence sélective et les proies les plus abondantes dans son

environnement composent la majeure partie de son régime alimentaire (Carlson *et al.* 1997). La plie rouge est un prédateur visuel et s'alimente principalement le jour (Scott et Scott 1988). Elle chasse par embuscade en se camouflant sur le substrat en attendant sa proie (Bigelow et Schroeder 1953; Buckley 1989). L'alimentation débute après la période de reproduction pour se finir à la fin de l'automne (Bigelow et Schroeder 1953; Van Guelpen et Davis 1979; Vaillancourt *et al.* 1985). La plie doit alors accumuler assez de réserves durant cette période pour assurer le maintien du métabolisme durant l'hiver et pour le frai au printemps suivant (Vaillancourt *et al.* 1985).

La période de reproduction varie selon la latitude (Pereira *et al.* 1999). En Nouvelle-Angleterre, la reproduction se déroule du mois de janvier au mois de mai (Bigelow et Schroeder 1953). Plus au nord, dans l'estuaire du Saint-Laurent, la reproduction a lieu entre le mois de mai et juin (Vaillancourt 1982). L'âge auquel la première maturité sexuelle est atteinte varie selon les populations (Pereira *et al.* 1999). En général, les plies rouges se reproduisent lorsqu'elles atteignent une taille de 20 cm pour les mâles et 25 cm pour les femelles (MPO 2005). La femelle pond en moyenne 500 000 œufs de 0.74-0.85 mm de diamètre (Scott et Scott 1988). Les œufs sont adhésifs et démersaux. Ils vont se déposer sur le substrat une fois fécondés en formant de petits amas (Bigelow et Schroeder 1953; Scott et Scott 1988).

L'éclosion survient après une période d'incubation d'environ 70 degrés-jours en laboratoire (Ben Khemis *et al.* 2000). Les larves mesurent alors entre 2.4 mm et 3.2 mm et s'alimentent de façon lécitrophe grâce à la présence d'un sac vitellin. L'alimentation externe débute environ cinq jours après l'éclosion, ce qui correspond à l'ouverture de la

bouche, la pigmentation des yeux et la résorption du sac vitellin (Ben Khemis *et al.* 2000; Mercier *et al.* 2004). Les larves ont une symétrie bilatérale et un comportement pélagique jusqu'au moment de la déposition.

La métamorphose représente l'ensemble des développements morphologiques et physiologiques qui amènent la larve au stade juvénile (Geffen *et al.* 2007). Cela se caractérise entre autres par un aplatissement du corps sur le plan horizontal et la migration de l'œil gauche vers le côté droit de la tête (Bigelow et Schroeder 1953). Les larves adoptent un comportement benthique au cours de la métamorphose, phénomène défini par le terme "déposition" (Geffen *et al.* 2007). La déposition a lieu environ 44 jours après l'éclosion à une température de 10 °C. Les larves ont alors une longueur standard d'environ 7 mm (Ben Khemis *et al.* 2003).

La métamorphose est un processus exigeant en énergie (Gwak *et al.* 2003). Le passage du mode de vie pélagique des larves au mode de vie benthique des juvéniles nécessite des adaptations anatomiques, physiologiques et écologiques (Chambers et Leggett 1987; Yamashita *et al.* 2001). Il est cependant difficile de généraliser l'influence de la métamorphose pour l'ensemble des poissons plats, puisque la taille à la métamorphose, la durée de celle-ci et sa synchronisation avec la déposition sont hautement variables entre les espèces (Geffen *et al.* 2007). Chez la plie japonaise (*Paralichthys olivaceus*) la métamorphose est associée à des changements du système digestif comme l'apparition des glandes gastriques, la formation des caeca pyloriques, la transformation de l'épithélium œsophagien, l'élargissement de la vésicule biliaire et l'involution hépato-pancréatique (Tanaka *et al.* 1996). L'arrêt de l'alimentation peut

être nécessaire lors de la réorganisation du système digestif et de la morphologie du poisson (Tanaka *et al.* 1996; Yamashita *et al.* 2001).

1.4 Élevage de la plie rouge

Différentes études visant à établir les bases de l'élevage de la plie rouge ont permis de nombreuses avancées. Smigielski et Arnold (1972) ont développé un protocole de frai artificiel ainsi que de traitement et d'incubation des œufs. La gestion des géniteurs et la reproduction en captivité ont été étudiées et donnent d'excellents résultats (Plante 2002; Rideout *et al.* 2003). Des techniques efficaces d'élevage larvaire ont été mises en place dans un but de développement aquacole (Litvak 1994). Différents régimes alimentaires ont été expérimentés par la suite afin d'optimiser l'élevage larvaire (Ben Khemis *et al.* 2000; 2003; Mercier *et al.* 2004). Les conditions d'élevage des juvéniles nouvellement métamorphosés ont aussi été explorées (Lee et Litvak 1996; Seychelles 2002; Joly 2004; de Montgolfier *et al.* 2005). L'effet parental de différentes populations sur la croissance des larves et des juvéniles dans un contexte d'élevage est aussi étudié (Butts et Litvak 2007; Fraboulet, en cours). Cependant, plusieurs aspects de l'élevage de la plie rouge dont l'alimentation et l'engraissement des juvéniles ne sont pas complètement maîtrisés (Litvak 1999).

1.5 Problématique

La métamorphose est une période critique dans le cadre de l'élevage de la plie rouge. Des hausses importantes du pourcentage de mortalité chez les juvéniles surviennent au cours du mois suivant la déposition (Seychelles 2002 ; Joly 2004 ; de Montgolfier *et al.* 2005). Plusieurs hypothèses ont été avancées pour tenter d'expliquer ce phénomène. Il est possible que ces mortalités soient naturelles et caractéristiques à cette période du développement. D'autre part, la mortalité importante peut aussi être occasionnée par le stress relié aux manipulations nécessaires lors de l'élevage. Cependant, les informations recueillies lors des derniers élevages dans notre laboratoire semblent indiquer que les mortalités pourraient être associées à des carences alimentaires.

L'utilisation d'une alimentation mixte de proies vivantes et de moulée peut être employée rapidement chez les larves de plie rouge sans nuire à la croissance (Ben Khemis *et al.* 2000; 2003). Les résultats indiquent qu'une alimentation larvaire composée de rotifères enrichis pour les larves d'une longueur standard inférieure à 5.5 mm est préférable pour la survie et la croissance. Pour une longueur supérieure à 5.5 mm, une alimentation mixte d'artémies et de moulée peut être utilisée pour amener les larves jusqu'à la métamorphose. Cependant, l'étude effectuée par Seychelles (en cours) suggère que l'utilisation d'artémies non enrichies ne répondrait pas au besoin nutritionnel des larves. L'utilisation de rotifères enrichis comme seules proies vivantes pour les larves avant et pendant l'alimentation mixte simplifie les opérations et pourrait assurer une alimentation de meilleure qualité.

Le sevrage des juvéniles de plie rouge a déjà été réalisé avec succès dans le passé. Hoornbeek *et al.* (1982) ont sevré des juvéniles avec une moulée artisanale à base de crevette et de hareng. Cependant, les juvéniles avaient été prélevés à l'état sauvage et avaient une longueur moyenne de 63.9 mm lors du sevrage. La période critique en élevage correspond plutôt à des tailles entre 8 et 12 mm (de Montgolfier *et al.* 2005). Lee et Litvak (1996) ont réussi à sevrer des juvéniles nouvellement déposés avec une moulée commerciale. Ils ont obtenu un pourcentage de survie de 70% après 37 jours d'expérimentation. Cependant, l'expérience a réellement commencé deux semaines après la déposition. Durant ces deux semaines, les juvéniles étaient nourris exclusivement avec des artémies. Puis un sevrage progressif a été effectué sur une période de six jours. Il semble donc que les proies vivantes soient nécessaires et que la durée de la période d'alimentation mixte pourrait avoir un effet sur la croissance et la survie des juvéniles. Des observations antérieures effectuées au laboratoire semblent indiquer que les individus sevrés plus tard après la métamorphose auraient une meilleure survie, mais cela n'a pas été testé de façon spécifique.

1.6 Objectifs

Dans une perspective aquacole, il est essentiel d'optimiser la survie et la croissance afin d'amener le plus grand nombre d'individus à une taille commerciale le plus rapidement possible et de la façon la moins coûteuse. L'objectif principal de cette étude est de vérifier s'il y a une plage optimale pour réaliser le sevrage des juvéniles sans affecter ni leur croissance ni leur survie. Dans les cas où le sevrage est associé à

des mortalités ou des retards de croissance, l'objectif secondaire est de déterminer si les mortalités sont associées à des carences alimentaires ou une incapacité à s'alimenter. Quatre moments de sevrage ont été testés pour ce projet, soit à la déposition, un mois, deux mois et trois mois après la déposition.

2. MATÉRIEL ET MÉTHODES

2.1 Conditions expérimentales

L'expérimentation s'est déroulée entre juillet et novembre 2007 à la station aquacole de l'Institut des sciences de la mer de Rimouski (ISMER, Rimouski, Québec). Une prise d'eau située à 400 mètres de la rive et à une profondeur moyenne de sept mètres permet l'approvisionnement en eau de mer. L'eau pompée est d'abord filtrée à 50 μm sur gravier, puis retournée aux bassins d'élevage en circuit ouvert. Les conditions naturelles de photopériode (48°55'N, 66°00'W), de salinité (entre 28 et 30 ‰) et de température (entre 6 et 12 °C) ont été utilisées au cours de l'expérimentation.

Des arrêts de la circulation d'eau de mer d'une durée moyenne de 6.5 à 3 heures devaient être effectués dans les bassins pour empêcher que les proies vivantes données en alimentation aux juvéniles soient évacuées par le renouvellement de l'eau. Cela amenait une augmentation de la température de l'eau dans les bassins. Du neuf juillet au sept août, la circulation d'eau était fermée de 9h00 à 15h30 et la température augmentait en moyenne de 4.4 °C (± 0.6 °C) durant cette période. À partir du 8 août, l'arrivée d'eau dans les bassins était relancée de 12h00 à 13h00 afin de diminuer les hausses de température. Cette modification fût instaurée à la suite d'éclosions mineures de champignons dans certains bassins. La température augmentait alors en moyenne de 4 °C (± 0.8 °C) entre 9h00 et 12h00 et de 3.6 °C (± 0.8 °C) entre 13h00 et 15h30.

Les juvéniles de plie rouge étaient gardés dans des bassins plats (volume ≈ 6 L) en bois recouverts de résine époxy (6.5cm x 35.5 cm x 65cm). Les bassins se trouvaient dans des modules comprenant quatre bassins de large par trois bassins de haut. Chacun d'eux contenait l'équivalent de 250 ml de sable de filtration pour piscine étendu sur le fond. Chaque bassin était alimenté de façon individuelle en eau de mer. L'eau y était amenée sous forme d'une légère chute permettant le renouvellement et l'oxygénation de l'eau. Un entretien quotidien et mensuel des bassins expérimentaux a été effectué. Chaque jour, le surplus de moulée et les juvéniles morts étaient enlevés. Des nettoyages complets des bassins étaient effectués tous les 30 jours, ce qui permettait de faire un décompte précis des survivants.

2.2 Obtention des juvéniles

Les différentes étapes menant à l'obtention des juvéniles de plie rouge se sont déroulées entre mai et juillet 2007. Les juvéniles nécessaires à l'expérience ont été obtenus grâce à des géniteurs provenant de la Baie des Chaleurs, gardés à l'Institut Maurice-Lamontagne (IML, Mont-Joli, Québec). La reproduction s'est déroulée à l'IML selon le protocole de frai développé par Ben Khemis *et al.* (2000). Cinq heures après la fécondation, les œufs ont été rapportés à la station aquicole de l'ISMER pour incubation. L'élevage larvaire s'est déroulé selon le protocole développé par Ben Khemis *et al.* (2003) auquel quelques modifications ont été apportées. Depuis 2006, seuls les rotifères enrichis sont utilisés comme proie vivante pour l'ensemble de l'élevage larvaire.

Les juvéniles nécessaires à l'expérience ont été recueillis au fond des différents bassins d'élevage larvaire lors de la période de déposition. En moyenne, la déposition a eu lieu autour de 650 degrés-jours après l'éclosion. À partir du 40^e jour d'élevage larvaire, les bassins étaient nettoyés tous les deux jours afin de récupérer les larves nouvellement déposées. Un siphon ainsi qu'un filtre de 360 µm ont permis de récupérer les larves et les pré-juvéniles présents au fond des bassins. Ceux-ci étaient ensuite transférés dans un b cher de 3L d'eau de mer afin de les séparer par tri visuel. Les larves qui ne présentaient pas les caractéristiques propres à la déposition étaient retournées dans leur bassin d levage respectif. Les individus ayant le corps aplati et dont la migration de l' il était complétée étaient sélectionnés comme étant des juvéniles et mis dans les bassins d levage des juvéniles (Chambers et Leggett 1987). Le jour 0 pour chaque bassin d levage de juvéniles correspondait au jour où 400 individus avaient été placés dans le bassin. Les bassins ont été remplis un à la fois, ce qui prenait en moyenne trois jours. L'ordre de remplissage des bassins expérimentaux a été déterminé au hasard.

2.3 Traitements expérimentaux

Les juvéniles à l'étude étaient sous une alimentation mixte composée de rotifères enrichis (*Brachionus plicatilis*) et de moulée (*Gemma wean diamond*, Skretting, France) jusqu'au moment du sevrage. Quatre moments de sevrage différents ont été testés (quatre traitements), soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Le sevrage a été effectué sur trois jours

avec une diminution progressive ($1/3$ par jour) des rotifères. Pour chacun des traitements, quatre bassins de juvéniles ont été utilisés avec une quantité initiale de 1600 juvéniles par traitement.

Les bassins avec les juvéniles en alimentation mixte recevaient deux portions de 30 000 rotifères enrichis par repas (cinq proies mL^{-1}). Le premier repas de rotifères était donné à 10h45 et le deuxième à 15h00. Les rotifères ont été enrichis quotidiennement avec un apport de Selco ($1\text{g M rotifères}^{-1}$) (*INVE Aquaculture nutrition, Grantsville, UT, USA*) et de concentré d'algues marines (*Nannochloropsis, Isochrysis galbana, Pavlova lutheri*) (5×10^9 cellules M rotifères^{-1}) (Nutrocean, Rimouski, QC, Canada). Du concentré d'algues marines (0.7×10^9 cellules l^{-1}) était aussi ajouté dans les bassins expérimentaux où les juvéniles recevaient une alimentation mixte.

La moulée était distribuée de façon identique dans tous les bassins expérimentaux. Chacun des bassins recevait une ration de 0.2 g de moulée par jour répartie en différents repas. Les repas étaient donnés à toutes les demi-heures de 9h00 à 11h00, puis de 13h00 à 14h30. Une demi-heure après chaque ajout de moulée, la surface de l'eau était agitée pour faire couler la moulée demeurée en surface. La taille de la moulée variait dans le temps pour répondre à la croissance des juvéniles. Du jour 0 au jour 30 après la déposition, les poissons ont été alimentés avec de la moulée *Gemma wean diamond 0.3*. Du jour 30 au jour 60, ils ont reçu un mélange composé à 50 % de moulée *Gemma wean diamond 0.3* et 50 % de moulée *Gemma wean diamond 0.5*. Enfin, après le jour 60, ils ont été alimentés par de la moulée *Gemma wean diamond 0.5*.

2.4 Échantillonnage

L'échantillonnage des juvéniles a eu lieu aux jours 0, 15, 30, 45, 60, 75 et 90 après la déposition. Au jour 0, lorsqu'un bassin était comblé, les six juvéniles suivants récoltés lors du tri d'individus nouvellement déposés dans les bassins larvaires étaient échantillonnés. Ceux-ci ont été pris en photo puis rincés trois fois à l'eau millipore et congelés individuellement à - 80 °C. Par la suite, pour les autres jours d'échantillonnage, dix juvéniles étaient choisis au hasard dans le bassin et pris en photo. Aux jours 45 et 75, les dix juvéniles étaient ensuite retournés dans leur bassin. Pour les échantillonnages des jours 15, 30, 60 et 90, la masse de six juvéniles sur les dix échantillonnés a été mesurée à l'aide d'une balance analytique, puis rincés et congelés individuellement à - 80 °C.

Les rotifères ont été échantillonnés aux trois semaines à partir du cinq juillet et jusqu'à la fin de l'expérience. L'échantillonnage se déroulait au début de la journée avant l'ajout quotidien de micro algues et d'enrichissement. Trois bidons de culture de rotifères étaient choisis au hasard parmi l'ensemble de la production. Pour chacun des bidons choisis, deux volumes correspondant à 20 000 rotifères ont été prélevés et filtrés. Le premier échantillon a été mis à l'étuve et a servi à déterminer la masse sèche. Le second échantillon a été congelé à -80 °C pour effectuer des analyses lipidiques. De plus, 0.2 g de moulée (*Gemma wean diamond 0.2, 0.3 et 0.5* (Skretting)) ont aussi été mis à - 80 °C.

2.5 Analyses

Analyse d'images

Des photos numériques (6.7 X) des juvéniles ont été prises à l'aide d'une caméra digitale (*Evolution^{md} VF, Media Cybernetics*) couplée à un binoculaire (Olympus, SZ61) et traitées avec le logiciel d'analyse d'images Image Pro-Plus 5.0 (*Media Cybernetics, Silver Springs^{md}*). Pour chacun des juvéniles, la longueur standard, soit de l'extrémité de la tête jusqu'à l'extrémité charnue de la nageoire caudale et la largeur du corps ont été mesurées. Deux indices d'état ont été évalués de façon qualitative, soit le degré de pigmentation et le niveau d'érosion des nageoires. Les indices d'état ont été traités grâce à une échelle qualitative de 0 à 5 (pigmentation : 0 pour une absence totale de pigmentation et 5 pour une pigmentation normale; érosion des nageoires : 0 pour l'absence d'érosion et 5 pour une érosion complète des nageoires) (0 : 0 - 20 %, 1 : 20 - 40 %, 2 : 40 - 60 %, 3 : 60 - 80%, 5 : 80 - 100 %) (de Montgolfier *et al.* 2005). Les valeurs moyennes des mesures prises par bassin pour chaque échantillonnage ont été utilisées pour les analyses statistiques.

Analyse des lipides

Les six juvéniles échantillonnés par bassin aux jours 0, 15, 30, 60 et 90 et qui étaient destinés aux analyses lipidiques ont été regroupés et traités comme un seul échantillon, l'unité statistique étant le bassin et non l'individu. Les trois échantillons de rotifères récoltés pour chaque date d'échantillonnage ont été regroupés et traités comme un seul échantillon, l'unité statistique étant la date d'échantillonnage et non le bidon de rotifères. Les lipides ont été extraits dans du chloroforme-méthanol selon Parrish (1999)

en utilisant une procédure modifiée de Folch *et al.* (1957). Les classes de lipides ont été déterminées par chromatographie sur couche mince avec détection par ionisation par flamme (TLC/FID) avec un *Iatroscan MK-6* (*Shell* É.-U., Fredericksburg, VA, É.-U.) tel que décrit par Parrish (1987). Les extraits ont été déposés localement sur des *chromarodes* de silice recouvertes de gel (SIII, *Shell* É.-U.) et un système de développement en trois étapes a été utilisé pour séparer les classes de lipides en triacylglycérols (TAG), stérols (ST), phospholipides (PL), lipides polaires mobiles dans l'acétone (LMPA), acides gras libres (AGL), cires estérifiées (CE), cétones (CET) et en alcools aliphatiques (ALQ). Les chromatogrammes ont été enregistrés par le logiciel *PeakSimple*^{md} (v3.21, SRI Inc., Torrence, CA, É.-U.) et l'aire sous la courbe des pics a été quantifiée par des courbes de calibration obtenues de standards (*Sigma Chemicals Inc.*, St-Louis, MO, É.-U.). Les lipides totaux, calculés à partir de la somme des classes, sont exprimés en mg g⁻¹ de tissu humide et les grandes classes de lipides en pourcentage de la quantité totale de lipides. Les acides gras libres, les cires estérifiées et les alcools aliphatiques ne sont pas présentés, car ils représentaient moins de 1 % des lipides totaux.

Les lipides neutres et polaires, correspondant respectivement majoritairement aux triacylglycérols et aux phospholipides, ont été séparés à l'aide de colonnes de silice et élués respectivement avec une solution de dichlorométhane-méthanol et de méthanol. La méthylation a été effectuée par l'ajout d'acide sulfurique et un chauffage d'une heure à 100 °C. Pour les lipides neutres une élution supplémentaire a été effectuée avec de l'hexane et du diéther. Les acides gras méthyles esters («FAMES») ont été analysés sur une trappe ionique *Polaris Q* couplée à un *Trace GC* (*ThermoFinnigan*)

équipé de colonnes capillaires de silice (VB-5^{md} *mass spec grade* 30 m x 0.25 mm i.d; *ValcoBond*^{md}, É.-U.) avec de l'hélium pur comme gaz transporteur. La détection et la quantification des *FAMES* ont été effectuées en mode *Fullscan* avec des ions positifs et une échelle de 60 - 650 amu. La calibration externe a été réalisée avec une dilution appropriée dans de l'hexane-dichlorométhane de *Supelco 37* contenant une solution de standard *FAME Mix* afin d'obtenir cinq points de calibration entre 6.25 µg ml⁻¹ et 100 µg ml⁻¹. Le contrôle du système, l'acquisition et le traitement des données ont été effectués avec le logiciel *Xcalibur*^{md} (révision 1.3). Une quantité connue de 19:0 et 23:0 a été ajoutée à chaque échantillon comme standard interne afin d'effectuer des mesures quantitatives. La notation C:X (n-Y) a été adoptée; C représente le nombre de carbones, X le nombre de doubles liens et n-Y la position du premier double lien à partir du groupement méthyle terminal.

Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont été effectuées grâce au logiciel *STATISTICA 6.0*^{md} (*Statsoft* 1997). Le seuil de signification α est de 0.05 pour l'ensemble des analyses. La normalité des données a été vérifiée par le test de Kolmogorov-Smirnov et l'homogénéité des variances a été vérifiée au moyen du test de Brown-Forsythe (Sokal et Rohlf 1995). Les données en pourcentage (survie, grandes classes de lipides, acides gras) et en ratio (TAG/ST, EPA/DHA, DHA/AA, EPA/AA) ont subi une transformation arcsin pour répondre aux conditions d'utilisation (Sokal et Rohlf 1995). L'ANOVA à un facteur a été utilisée pour déterminer l'influence de l'âge au moment du sevrage sur la survie, la longueur standard, la largeur, la masse humide, la concentration en lipides totaux et la proportion des classes de lipides à chacun des jours d'échantillonnage. La

concentration totale des lipides neutres et polaires ainsi que la composition en acides gras contenus dans les lipides neutres et polaires ont été analysées au 90^e jour suivant la déposition pour les traitements S2 et S3. Dans le cas de différences significatives, un test de comparaison multiple Tukey HSD a été effectué. Les moyennes des indices de pigmentation et d'érosion des nageoires entre les différents traitements ont été analysées à l'aide d'un test non paramétrique de Kruskal-Wallis pour chacun des jours d'échantillonnage.

3. RÉSULTATS

3.1 Analyse de la survie

Les pourcentages de survie pour les différents traitements sont exprimés en fonction du nombre initial, soit 400 juvéniles dans chaque bassin d'élevage. Le moment du sevrage a influencé le pourcentage de survie des juvéniles de plie rouge (Tableau 1, Figure 1). Un mois après la déposition, le pourcentage de survie des juvéniles sevrés à la déposition (S0) était de 3 %. Pour les traitements S1, S2 et S3, une survie moyenne de 22.1 % a été observée. Aucun juvénile du traitement S0 n'a survécu jusqu'au décompte suivant. Deux mois après la déposition, les juvéniles S1 avaient un pourcentage de survie moyen de 2.5 %. Un pourcentage de survie supérieur a été observé pour les traitements S2 et S3 avec une survie moyenne de 12.9 %. Trois mois après la déposition, il ne restait plus que 0.4 % des juvéniles du traitement S1 alors que la survie moyenne des traitements S2 et S3 était de 7 %.

3.2 Données morphométriques

Une différence significative de la longueur standard n'a été observée qu'au 45^e jour suivant la déposition entre les juvéniles des groupes S1, S2 et S3 (Tableau 1, Figure 2). Les juvéniles S1 étaient plus petits que les S3, alors que la longueur des juvéniles du traitement S2 était semblable à celle des traitements S1 et S3. À l'exception du 45^e jour, la croissance en longueur était similaire, et ce, peu importe le moment du sevrage pour l'ensemble de l'expérimentation. À l'exception d'un jour

Tableau 1 Résultats des ANOVAs à un facteur (traitement) réalisées sur le pourcentage de survie, la longueur standard, la largeur, la masse humide, la concentration et la composition lipidique.

		Jour après déposition						
		0	15	30	45	60	75	90
% de survie	F			16.97		11.31		13.39
	P			<0.001*		<0.01*		<0.01*
Longueur standard	F	0.91	1.86	1.06	6.27	0.32	1.87	1.42
	P	0.46	0.19	0.41	0.02*	0.73	0.22	0.28
Largeur	F	0.64	3.67	2.14	3.58	0.36	1.11	1.89
	P	0.60	0.04*	0.15	0.07	0.71	0.38	0.22
Masse humide	F		1.39	0.64		0.58		15.08
	P		0.29	0.60		0.58		<0.01*
Lipides totaux mg g ⁻¹	F	1.10		1.17		1.48		0.26
	P	0.39		0.37		0.28		0.63
% TAG	F	0.49	0.28	1.96		0.30		6.69
	P	0.70	0.84	0.18		0.75		0.04*
% PL	F	1.50	0.48	2.65		0.03		10.56
	P	0.26	0.70	0.10		0.97		0.02*
% ST	F	0.30	1.25	0.65		0.57		1.74
	P	0.83	0.33	0.60		0.59		0.24
% AMPL	F	3.31	0.55	2.24		0.09		8.06
	P	0.06	0.66	0.14		0.92		0.03*
% CET	F	0.16	0.71	0.97		0.52		11.69
	P	0.92	0.56	0.44		0.61		0.01*
TAG/ST	F	0.45	0.48	0.90		3.35		4.20
	P	0.72	0.70	0.47		0.09		0.10

Les différences significatives entre les traitements sont indiquées en gras avec un astérisque. TAG: triacylglycérols, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones. F: test de F, P: mesure de probabilité.

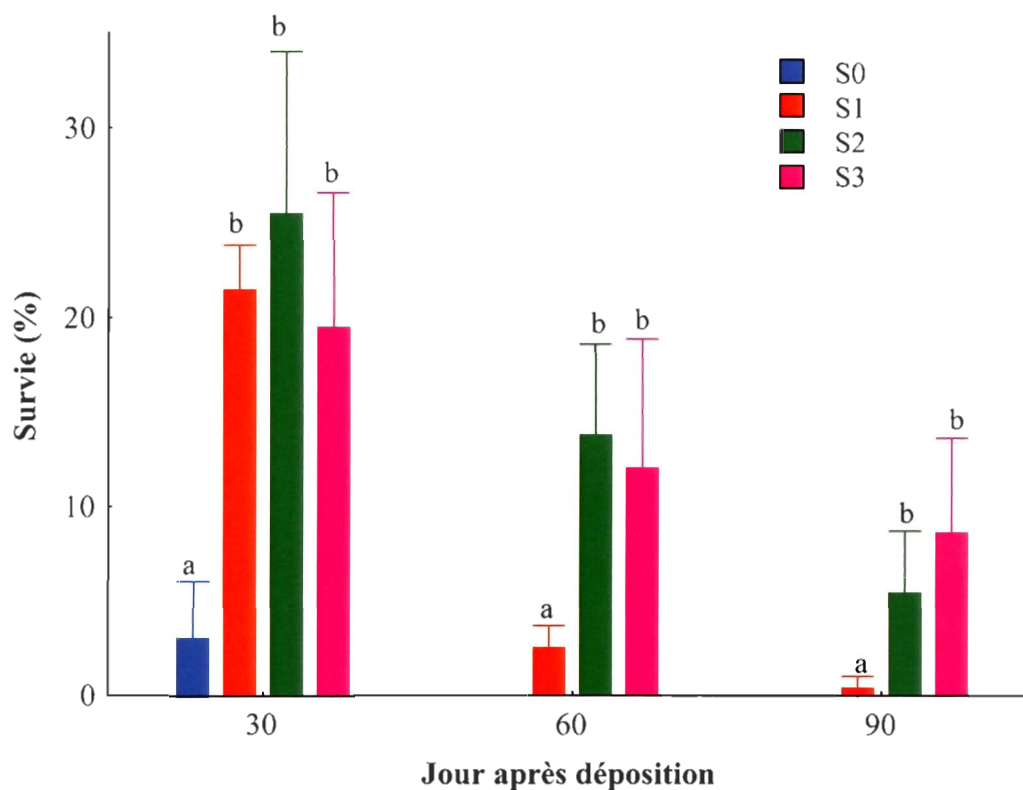


Figure 1 Pourcentage de survie des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage.

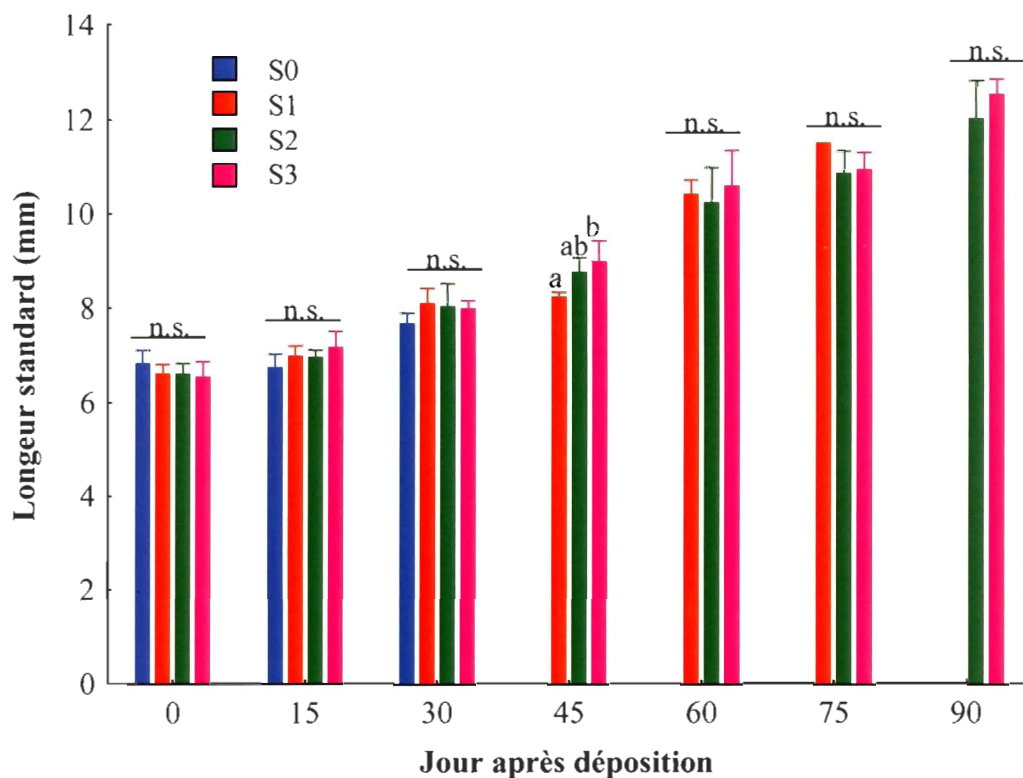


Figure 2 Longueur standard (mm) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage.

d'échantillonnage, la largeur des juvéniles a évolué de façon similaire quelque soit le moment du sevrage (Tableau 1, Figure 3). Au 15^e jour suivant la déposition, une différence de la largeur entre les différents traitements a été observée. Les juvéniles du groupe S0 étaient moins larges que ceux du groupe S3 et ceux des groupes S1 et S2 après la déposition avaient une largeur intermédiaire.

À la déposition, l'ensemble des juvéniles (S0, S1, S2, S3) avaient une longueur standard moyenne de 6.64 ± 0.26 et une largeur moyenne de 1.98 ± 0.13 , alors que trois mois plus tard (S2, S3), ils avaient une longueur moyenne de 12.28 ± 0.62 et une largeur moyenne de 4.54 ± 0.26 . Cela correspond à une croissance en longueur de $0.063 \text{ cm jour}^{-1}$ et en largeur de $0.028 \text{ cm jour}^{-1}$. Une différence significative de la masse entre les juvéniles sevrés à des moments différents n'a été observée que 90 jours suite à la déposition (Tableau 1, Figure 4). À ce moment, les juvéniles S2 avaient une masse moins importante que les juvéniles recevant une alimentation mixte (S3).

3.3. Indices d'état

Dans l'ensemble des juvéniles échantillonnés, un très faible nombre présentaient des problèmes de pigmentation et d'érosion des nageoires. Le pourcentage de pigmentation ne présentait pas de différence entre les juvéniles des différents groupes pour l'ensemble des jours d'échantillonnages (Tableau 2, Figure 5). À la déposition, la moyenne du pourcentage de pigmentation pour l'ensemble des traitements

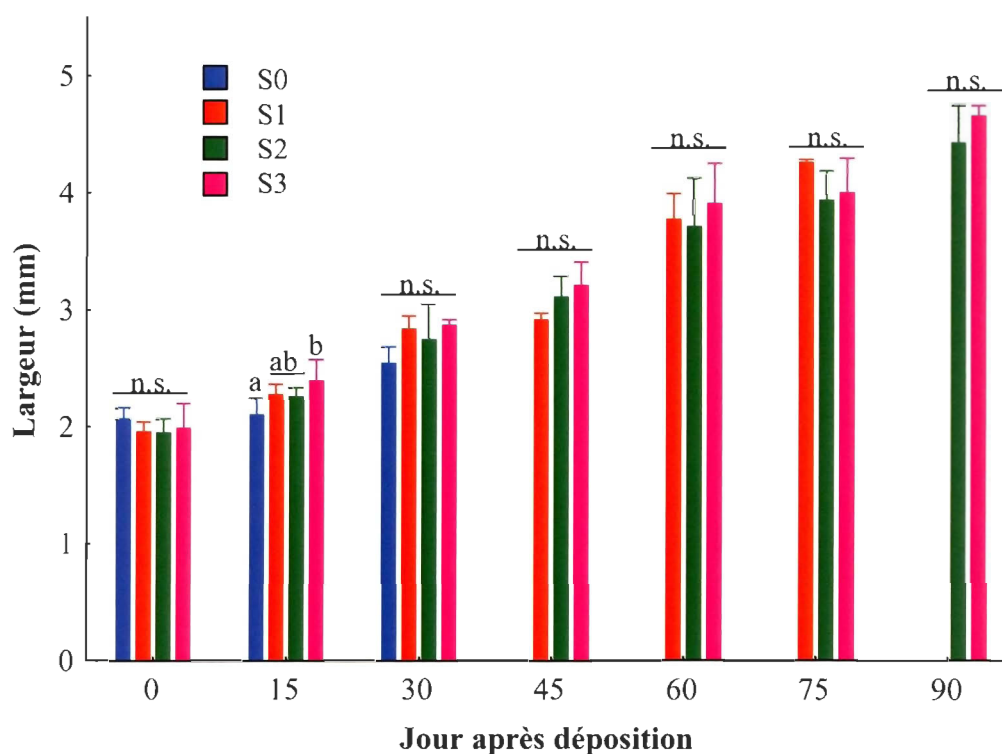


Figure 3 Largeur (mm) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage immédiatement, soit après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage.

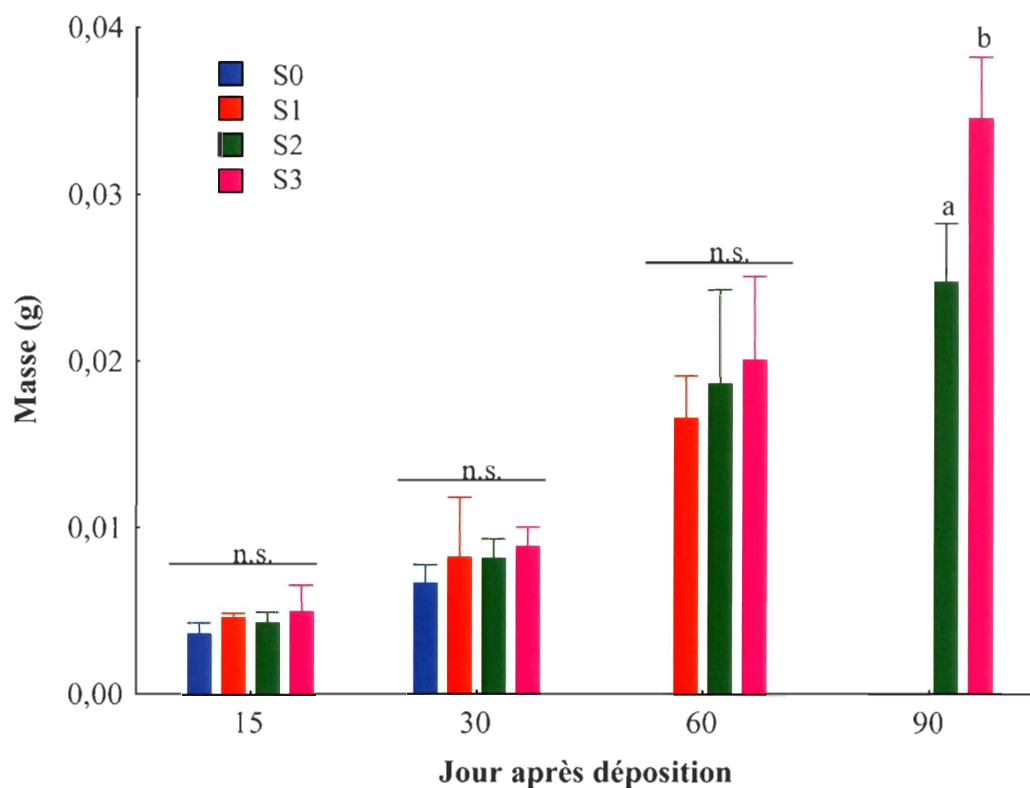


Figure 4 Masse humide (g) des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage.

Tableau 2 Résultats des tests non-paramétriques de Kruskal-Wallis réalisés sur les indices d'état des juvéniles.

Jour après déposition	Indice de pigmentation		Indice d'érosion	
	H	P	H	P
0	1.90	0.59	6.79	0.79
15	6.25	0.10	5.46	0.14
30	3.28	0.35	8.29	0.04*
45	0.92	0.63	1.23	0.54
60	0.00	1.00	2.77	0.25
75	0.58	0.75	4.06	0.13
90	1.00	0.32	3.04	0.08

Les différences significatives entre les traitements sont indiquées en gras avec un astérisque. H: statistique H, P: mesure de probabilité.

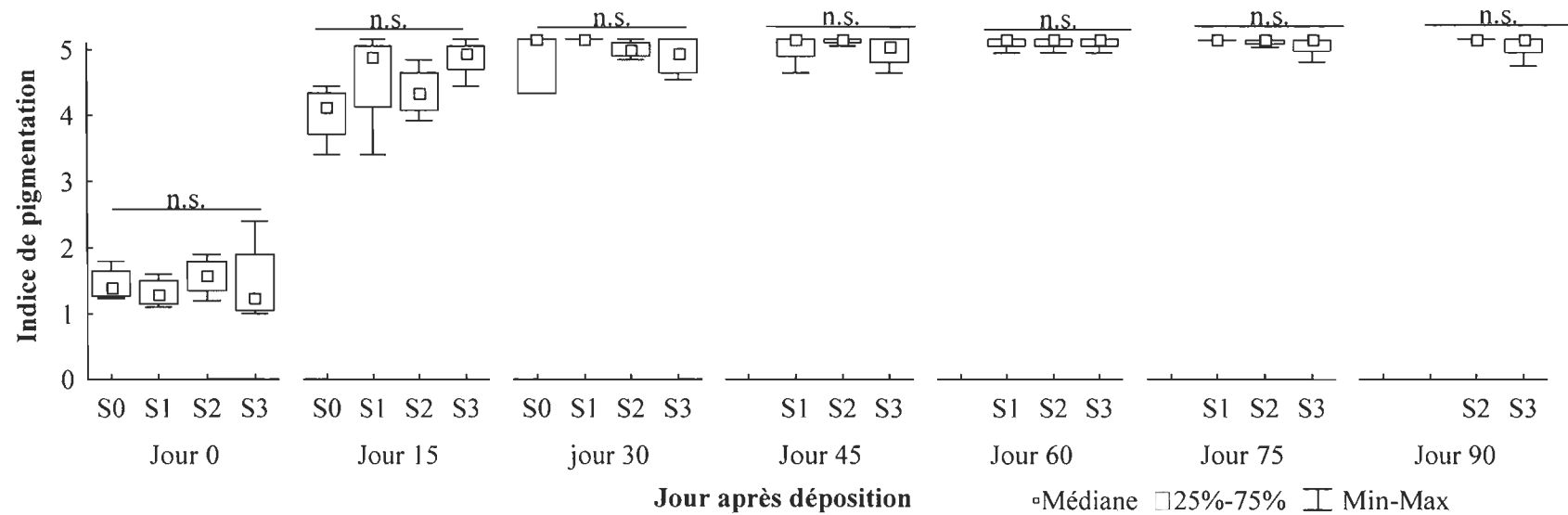


Figure 5 Degré de pigmentation des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition pour les différents jours d'échantillonnage. Les données sont présentées sous forme de médianes, quartiles et d'étendues.

correspondait à une pigmentation couvrant ~ 30 % du corps. Au 15^e jour après la déposition, les juvéniles avaient un pourcentage de pigmentation correspondant à une pigmentation de ~ 45 %. Finalement, du 30^e jour jusqu'à la fin de l'expérience, les juvéniles montraient une pigmentation couvrant ~ 100 % du corps. Une différence quant à l'indice d'érosion entre les traitements n'a été observée qu'au jour 30. Le traitement S0 avait un indice d'érosion inférieur à S1, tandis que les traitements S2 et S3 montraient des valeurs intermédiaires (Tableau 2, Figure 6). À la déposition, la moyenne de l'indice d'érosion des nageoires des juvéniles pour l'ensemble des moments de sevrages correspondait à une érosion de ~ 0 %. Par la suite, pour les différents jours d'échantillonnage, l'érosion des nageoires était de ~ 20 %.

3.4 Grandes classes de lipides

Composition lipidique de l'alimentation

La concentration moyenne en lipides des rotifères enrichis pour les six dates d'échantillonnage était de 80.10 ± 28.26 mg g⁻¹. Au premier jour d'échantillonnage des rotifères enrichis, les cétones représentaient la classe de lipides la plus importante, suivie des phospholipides. Pour les autres jours d'échantillonnage, les phospholipides, suivis des tryacylglycérols, étaient les classes les plus importantes (Tableau 3, Figure 7). Dans les trois échantillons de moulées, la moyenne de concentration en lipides était de 132.78 ± 13.77 mg g⁻¹. Les cétones étaient la classe de lipides avec la proportion la plus importante par rapport aux lipides totaux, suivis des phospholipides (Tableau 3, Figure 8).

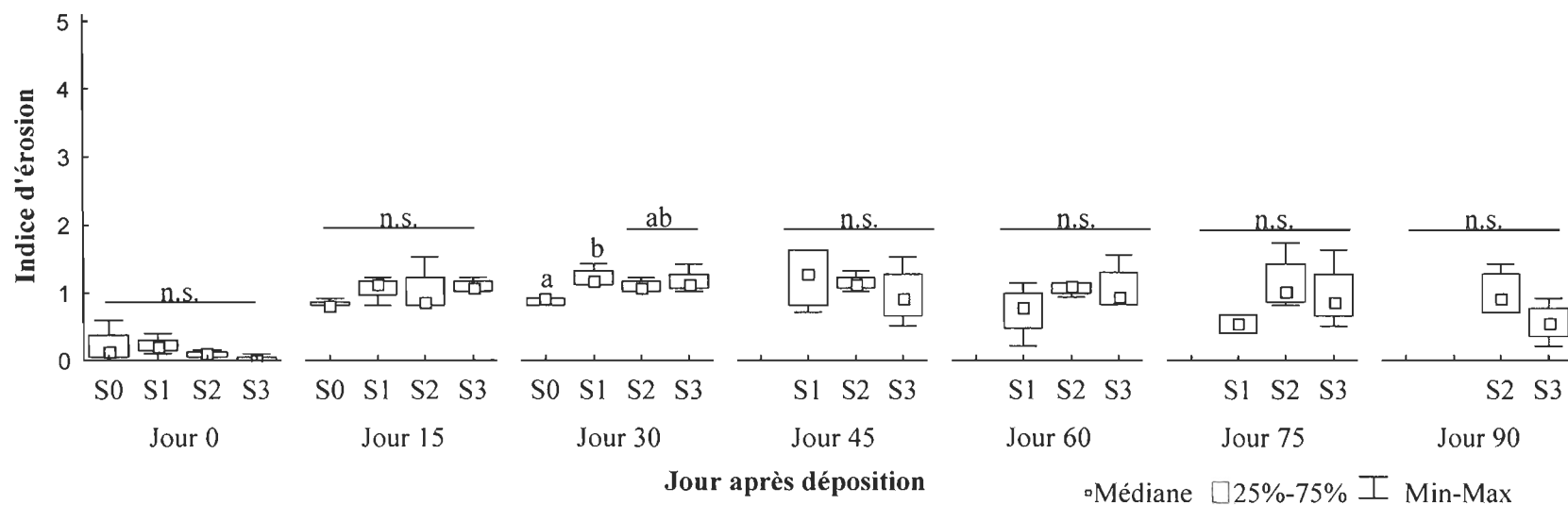


Figure 6 : Niveau d'érosion des nageoires des juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition pour les différents jours d'échantillonnage. Les données sont présentées sous forme de médianes, quartiles et d'étendues. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage.

Tableau 3 Lipides totaux (mg g^{-1} masse humide) et proportion (%) des classes de lipides des rotifères enrichis et moulées (*Gemma wean diamond 0.2, 0.3 et 0.5* (Skretting)) aux différentes dates d'échantillonnage.

	Date d'échantillonnage des rotifères (2007)						Taille de la moulée		
	05-juil	26-juil	16-août	07-sept	27-sept	18-oct	0.2	0.3	0.5
Lipides totaux									
(mg g^{-1})	116.22	91.38	52.32	60.88	106.56	53.25	122.50	127.42	148.42
% lipides									
TAG	18.90	20.84	34.16	34.17	14.38	21.44	7.02	5.69	6.27
PL	29.98	54.88	46.51	59.48	81.83	72.06	12.11	12.74	10.78
ST	2.31	1.90	1.69	1.67	0.12	1.31	3.95	4.46	4.12
AMPL	8.94	20.12	8.97	3.35	1.18	4.53	4.31	4.65	4.02
CET	39.87	2.26	8.67	1.32	2.49	0.66	72.61	72.46	74.81

TAG: triacylglycérols, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones.

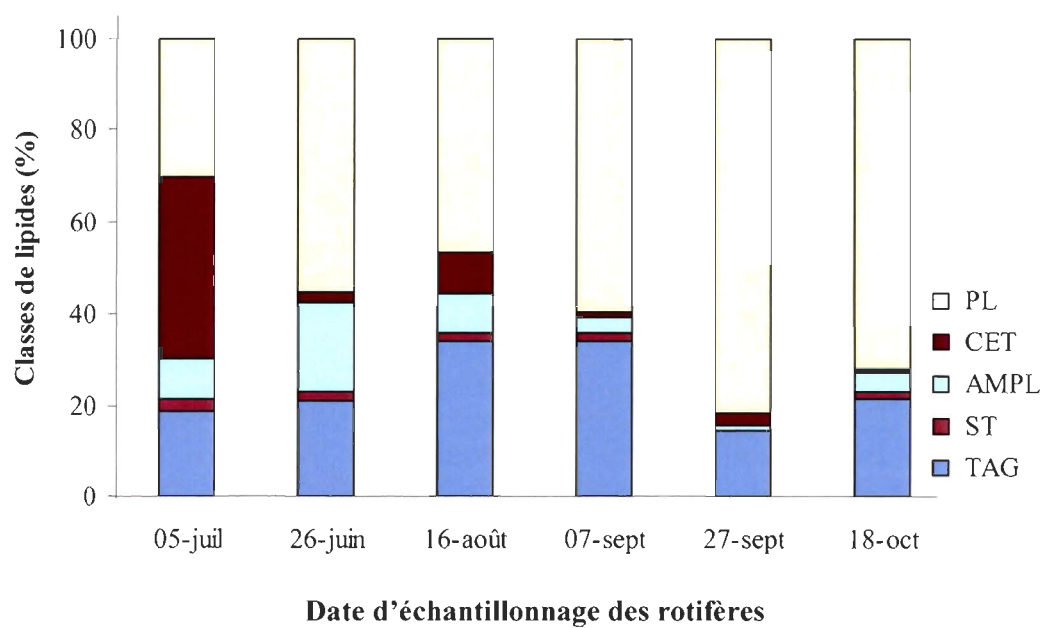


Figure 7 Composition en classes de lipides (%) dans les rotifères enrichis, aux différentes dates d'échantillonnage. TAG: triacylglycérols, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones.

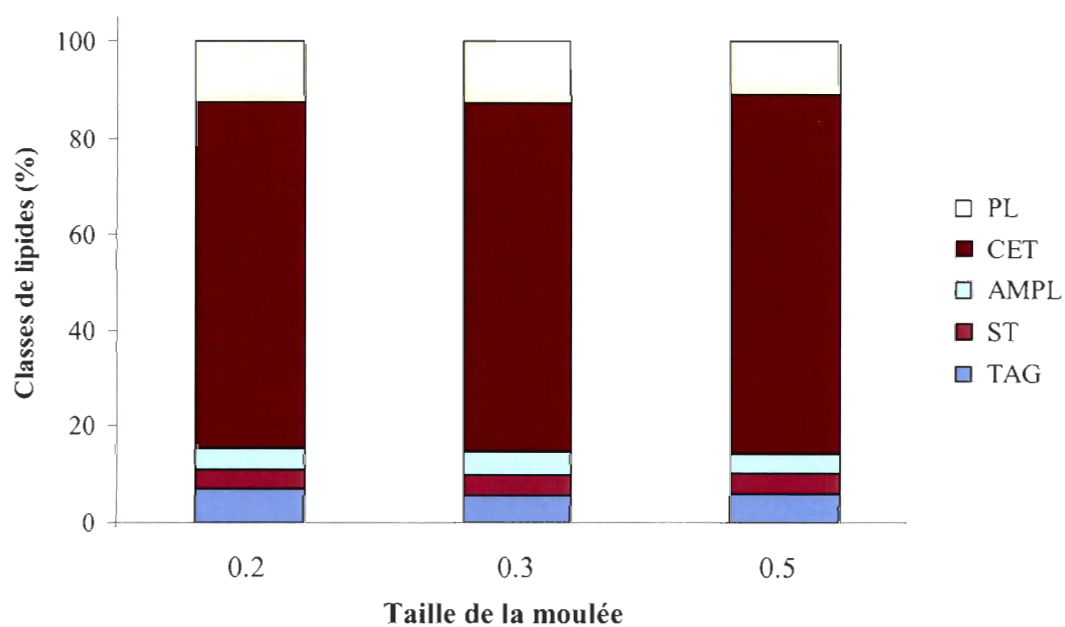


Figure 8 Composition en classes de lipides (%) des moulées utilisées (*Gemma wean diamond 0.2, 0.3 et 0.5* (Skretting)). TAG: triacylglycéroles, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones.

Composition lipidique des juvéniles

Les juvéniles sevrés à des âges différents présentaient une concentration en lipides totaux semblable pour l'ensemble des jours d'échantillonnages (Tableaux 1 et 4). La composition en grandes classes de lipides était similaire de la déposition jusqu'au 60^e jour suivant la déposition pour l'ensemble des traitements. Cependant, au jour 90, les juvéniles S2 avaient une proportion de PL supérieure et des pourcentages de TAG, AMPL, CET inférieurs aux juvéniles S3. Le ratio TAG/ST était semblable pour les juvéniles sevrés à des moments différents. Pour l'ensemble des jours d'échantillonnage, les phospholipides représentaient la composante lipidique la plus importante par rapport aux lipides totaux (Figure 9).

3.5 Acides gras

Composition en acides gras dans l'alimentation

Les acides gras mono-insaturés (MUFA) représentaient 53.4 % de la proportion totale d'acides gras contenus dans les lipides neutres des rotifères, les acides gras saturés (SFA) suivaient avec 26.8 %, puis venaient les acides gras polyinsaturés (PUFA) avec 19.8 %. Les acides gras essentiels AA, EPA et DHA y étaient représentés selon une proportion respective de 0.9 %, 2.3 % et 2.1 % (Tableau 5). Les acides gras présents dans les lipides neutres de la moulée étaient principalement représentés par les SFA avec une proportion de 48.1 %, suivis par les PUFA à 32 % et, enfin, les MUFA à 19.8 %. Les acides gras essentiels (AA, EPA et DHA) étaient représentés dans une proportion respective de 1.1 %, 1% et 9.1%

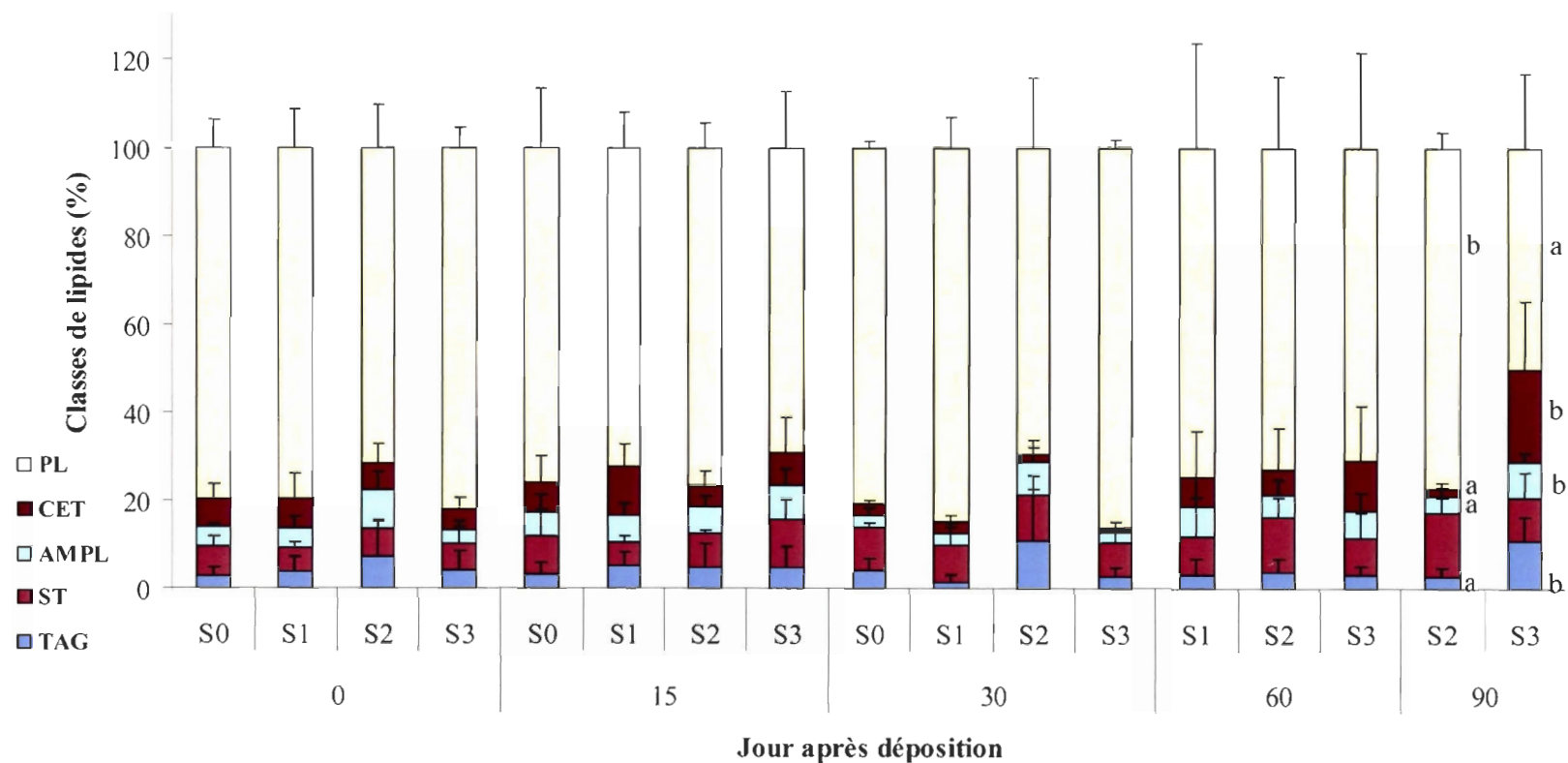


Figure 9 Composition en classes de lipides (%) dans les juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage. TAG: triacylgcérols, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones.

Tableau 4 Lipides totaux (mg g⁻¹ masse humide) et proportion (%) des classes de lipides chez les juvéniles en fonction de l'âge au moment du sevrage, soit immédiatement après la déposition (S0), un mois (S1), deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition.

		Lipides totaux (mg g ⁻¹)	TAG	PL	% lipides ST	AMPL	CET	TAG/ST
J0	S0	19.85 ± 3.43	2.64 ± 2.06	79.64 ± 6.22	6.85 ± 2.49	4.49 ± 0.67	6.38 ± 3.17	0.38 ± 0.34
	S1	24.15 ± 11.48	3.64 ± 3.42	79.83 ± 8.66	5.46 ± 1.49	4.47 ± 2.71	6.61 ± 5.76	0.66 ± 0.63
	S2	13.89 ± 3.93	7.00 ± 8.62	71.60 ± 9.64	6.53 ± 1.77	8.92 ± 3.94	5.96 ± 4.34	1.18 ± 1.57
	S3	19.06 ± 10.04	4.09 ± 4.31	81.91 ± 4.69	6.06 ± 4.98	3.16 ± 0.72	4.79 ± 2.58	1.41 ± 1.87
J15	S0	21.33 ± 20.04	3.19 ± 2.70	75.83 ± 13.51	8.82 ± 6.02	5.27 ± 4.02	6.89 ± 5.91	0.39 ± 0.17
	S1	14.09 ± 0.35	5.20 ± 2.83	72.20 ± 8.11	5.22 ± 1.26	6.06 ± 2.95	11.32 ± 4.97	0.95 ± 0.36
	S2	15.70 ± 3.18	4.87 ± 5.19	76.65 ± 5.78	7.62 ± 0.87	6.02 ± 2.49	4.85 ± 3.23	0.67 ± 0.78
	S3	12.09 ± 2.63	4.60 ± 4.90	69.03 ± 12.77	10.85 ± 5.03	7.93 ± 3.86	7.59 ± 7.92	0.65 ± 0.93
J30	S0	15.59 ± 5.91	3.93 ± 2.79	80.80 ± 1.63	9.91 ± 1.22	2.74 ± 1.69	2.61 ± 0.94	0.38 ± 0.22
	S1	23.55 ± 15.48	1.40 ± 1.61	84.87 ± 7.09	8.27 ± 4.37	2.95 ± 2.32	2.52 ± 1.29	0.24 ± 0.27
	S2	11.63 ± 3.52	10.73 ± 11.88	69.40 ± 15.81	10.66 ± 4.23	7.24 ± 5.12	1.97 ± 1.59	1.12 ± 1.5
	S3	18.78 ± 6.34	2.64 ± 1.96	86.06 ± 1.77	7.76 ± 2.78	2.32 ± 0.88	1.21 ± 1.35	0.46 ± 0.55
J60	S1	8.35 ± 3.20	3.03 ± 3.82	74.63 ± 23.52	8.95 ± 8.75	6.64 ± 6.66	6.74 ± 10.61	0.03 ± 0.06
	S2	11.22 ± 3.47	3.83 ± 2.80	73.05 ± 16.07	12.40 ± 4.34	4.96 ± 3.47	5.76 ± 9.54	0.3 ± 0.15
	S3	13.85 ± 5.29	3.14 ± 2.06	70.88 ± 21.60	8.43 ± 5.58	6.11 ± 3.87	11.44 ± 12.40	0.9 ± 1.14
J90	S2	12.17 ± 0.57	2.78 ± 2.12^a	77.40 ± 3.64^b	14.36 ± 3.36	3.73 ± 2.01^a	1.74 ± 1.46^a	0.23 ± 0.2
	S3	13.53 ± 5.27	10.96 ± 5.34^b	50.22 ± 16.8^a	9.60 ± 5.74	8.33 ± 1.97^b	20.89 ± 15.59^b	3.39 ± 5.12

Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements pour un même jour d'échantillonnage. TAG: triacylglycérols, ST: stérols, PL: phospholipides, AMPL: lipides polaires mobiles dans l'acétone, CET: cétones.

Tableau 5 Lipides neutres totaux (mg g⁻¹ masse humide) et composition en acides gras (%) dans les lipides neutres des juvéniles de plie rouge et de l'aliment 90 jours après la déposition.

	Traitement		Alimentation	
	S2	S3	Rotifère	Moulée
Lipides neutres totaux (mg g ⁻¹)	2.26 ± 2.49	3.12 ± 2.0	24.33	42.18
<i>% acides gras</i>				
C14:0	3.0 ± 1.2	3.9 ± 0.7	5.6	0.0
C16:0	14.8 ± 2.7	12.7 ± 0.7	11.9	35.1
C18:0	6.6 ± 3.2	5.2 ± 0.9	4.0	8.6
Σ SFA	32.3 ± 3.1^b	26.0 ± 0.9^a	26.8	48.1
C16:1	7.0 ± 2.7 ^a	16.2 ± 3.4 ^b	21.4	9.8
C18:1n-9t	7.0 ± 1.6 ^a	10.6 ± 1.2 ^b	14.9	0.2
C18:1n-9c	5.3 ± 0.7 ^a	7.8 ± 1 ^b	7.9	0.0
C20:1	2.8 ± 0.4	3.6 ± 0.5	4.5	0.0
C22:1n-9	2.2 ± 1	1.8 ± 0.5	1.9	7.0
C24:1	1.4 ± 1	0.7 ± 0.5	0.7	1.9
Σ MUFA	27.8 ± 4.5^a	42.4 ± 6.1^b	53.4	19.8
C18:2n-6c	7.3 ± 1.5	7.6 ± 1.3	3.6	8.0
C18:2n-6t	3.2 ± 0.2 ^a	5.1 ± 1.2 ^b	6.2	0.0
C20:4n-6 (AA)	3.5 ± 1.4 ^b	1.5 ± 0.3 ^a	0.9	1.1
C20:5n-3 (EPA)	9.0 ± 2.3	6.9 ± 1.5	2.3	1.0
C20:3n-3	1.4 ± 0.6	0.8 ± 0.2	0.9	10.7
C22:6n-3 (DHA)	10.6 ± 3.7	6.8 ± 3.3	2.1	9.1
Σ PUFA	40.0 ± 4.3	31.6 ± 5.6	19.8	32.0
DHA/EPA	1.2 ± 0.2	0.9 ± 0.2	0.9	9.1
DHA/AA	3.2 ± 1	4.4 ± 1.5	2.4	8.0
EPA/AA	2.7 ± 0.6 ^a	4.6 ± 0.9 ^b	2.6	0.9

Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type pour les juvéniles sevrés deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements. ΣSFA=Σ C13:0, C14:0, C15:0, C16:0, C17:0, C18:0, C20:0, C21:0, C22:0, C24:0; ΣMUFA=Σ C14:1, C15:1, C16:1, C17:1, C18:1n9t, C18:1n9c, C20:1, C22:1n9, C24:1; ΣPUFA=Σ C18:3n6, C18:2n6c, C18:2n6t, C20:4n6, C20:5n3, C20:3n3, C20:2, C20:3n6, C22:6n3, C22:2.

(Tableau 5). La concentration totale en acides gras dans les lipides neutres de la moulée était approximativement 1.7 fois supérieure à ce qui était retrouvé dans les lipides neutres des rotifères.

Les acides gras contenus dans les lipides polaires des rotifères étaient représentés par 42.7 % pour les MUFA, 31.3 % pour les PUFA et 25.9 % pour les SFA (Tableau 6). Pour les acides gras essentiels, ils étaient retrouvés en proportion de 1.8 % pour AA, 9.1 % pour EPA et 4.7 % pour DHA. La composition en acides gras des lipides polaires de la moulée était dominée par les PUFA avec une proportion de 44.8 %, puis par les SFA à 38.4 % et les MUFA à 16.8 %. Pour les acides gras essentiels, l'AA était représenté dans une proportion de 1.4 %, l'EPA avec une proportion de 9.5 %, puis le DHA avec une proportion de 14 % (Tableau 6). La concentration en acides gras dans les lipides polaires des rotifères était approximativement 2.2 fois plus élevée que dans les lipides polaires de la moulée.

Composition en acides gras des juvéniles

Au jour 90 après déposition, une différence significative de la composition en acides gras dans les lipides neutres et polaires a été observée entre les juvéniles S2 et S3 (Tableaux 5 et 6). La concentration en acides gras dans les lipides neutres et polaires des deux traitements était toutefois semblable. Pour les acides gras contenus dans les lipides neutres, les juvéniles sevrés deux mois après la déposition avaient une proportion plus élevée de SFA et une proportion plus faible de MUFA que les juvéniles sevrés trois mois après la déposition. Les proportions de PUFA étaient similaires entre les deux groupes. La composition en acides gras essentiels (DHA et EPA) était similaire

Tableau 6 Lipides polaires totaux (mg g⁻¹ masse humide) et composition en acides gras (%) dans les lipides polaires des juvéniles de plie rouge et de l'aliment 90 jours après la déposition.

	Traitement		Alimentation	
	S2	S3	Rotifères	Moulée
Lipides polaires totaux (mg g ⁻¹)	3.1 ± 2.12	5.35 ± 1.87	21.65	9.7
<i>% acides gras</i>				
C14:0	1.8 ± 1.3	1.6 ± 0.1	2.3	1.6
C16:0	18.2 ± 1.8	19.9 ± 0.7	12.5	29.8
C18:0	9.3 ± 3.0	10.6 ± 0.4	5.3	5.0
Σ SFA	39.0 ± 11.8	33.7 ± 1.0	25.9	38.4
C16:1	3.2 ± 0.6^a	6.3 ± 0.7^b	19.2	2.5
C18:1n-9t	6.0 ± 2.6	7.3 ± 0.6	9.2	5.5
C18:1n-9c	5.0 ± 0.2^a	6.9 ± 1.2^b	5.4	3.1
C20:1	2.6 ± 0.4	2.7 ± 0.4	4.1	1.1
C22:1n-9	0.5 ± 0.3	0.6 ± 0.1	2.2	1.3
C24:1	2.7 ± 0.4^b	1.9 ± 0.3^a	1.2	2.7
Σ MUFA	22.3 ± 0.8^a	27.2 ± 0.5^b	42.7	16.8
C18:2n-6c	5.2 ± 1.8	7.0 ± 0.6	8.0	16.9
C18:2n-6t	3.0 ± 0.3^a	4.0 ± 0.3^b	4.0	2.2
C20:4n-6 (AA)	4.6 ± 1.0	4.0 ± 0.1	1.8	1.4
C20:5n-3 (EPA)	10.1 ± 3.9	10.9 ± 0.4	9.1	9.5
C20:3n-3	1.3 ± 1.2	0.9 ± 0.1	1.1	0.1
C22:6n-3 (DHA)	12.5 ± 5.5	10.8 ± 1.2	4.7	14.0
Σ PUFA	38.6 ± 11.1	39.2 ± 1.3	31.3	44.8
DHA/EPA	1.2 ± 0.1^b	1.0 ± 0.1^a	0.5	1.5
DHA/AA	2.6 ± 0.8	2.7 ± 0.2	2.6	10.1
EPA/AA	2.1 ± 0.5	2.7 ± 0.1	5.0	6.8

Les données sont présentées sous forme de moyenne arithmétique et d'écart type pour les juvéniles sevrés deux mois (S2) et trois mois (S3) après la déposition. Des lettres différentes indiquent des différences significatives entre les traitements. ΣSFA=Σ C13:0, C14:0, C15:0, C16:0, C17:0, C18:0, C20:0, C21:0, C22:0, C24:0; ΣMUFA=Σ C14:1, C15:1, C16:1, C17:1, C18:1n9t, C18:1n9c, C20:1, C22:1n9, C24:1; ΣPUFA=Σ 18:3n6, C18:2n6c, C18:2n6t, C20:4n6, C20:5n3, C20:3n3, C20:2, C20:3n6, C22:6n3, C22:2.

entre les deux traitements. Cependant, la proportion en AA était plus élevée chez les juvéniles S2. Les juvéniles S2 et S3 avaient des ratios d'acides gras essentiels (EPA/DHA et DHA/AA) semblables. Toutefois, le ratio EPA/AA était supérieur pour le traitement S3 (Tableau 5). En ce qui concerne les acides gras des lipides polaires, les juvéniles sevrés deux mois après la déposition avaient une proportion plus faible de MUFA que les poissons sevrés trois mois après la déposition. Les proportions en SFA et PUFA, les acides gras essentiels DHA, EPA et AA, ainsi que les ratios DHA/AA et EPA/AA étaient semblables entre les deux traitements, mais le ratio DHA/EPA était supérieur chez les juvéniles S2 (Tableau 6).

4. DISCUSSION

L'objectif principal de cette étude était de vérifier l'existence d'une plage optimale pour le sevrage des juvéniles de plie rouge durant la phase post déposition. L'objectif secondaire était de déterminer si les mortalités et les retards de croissance associés au sevrage sont causés par des carences alimentaires ou une incapacité des juvéniles à s'alimenter. Cette étude représente le premier véritable suivi de juvéniles de plie rouge en alimentation mixte avec des rotifères enrichis comme proies vivantes pour l'ensemble de l'élevage des premiers stades de développement.

Cette expérience démontre que le moment du sevrage a une influence sur la survie et la croissance des juvéniles de plie rouge. Les proies vivantes semblent essentielles à la survie dans la période qui suit immédiatement la déposition et permettent d'augmenter la croissance des juvéniles. Plusieurs éléments peuvent expliquer le succès du sevrage des poissons marins en culture, dont l'utilisation d'une moulée adéquate, un comportement alimentaire approprié et une alimentation qui répond à leurs besoins nutritionnels. (Chang *et al.* 2006; Cahu et Zambonino Infante 2001; Rueda Jasso *et al.* 2004).

4.1 Influence du moment du sevrage sur la survie des juvéniles

Le nombre de juvéniles a diminué de façon importante durant le mois suivant la déposition. Une période de mortalité importante à la suite de la déposition a été observée pour tous les élevages de juvéniles de plie rouge effectués au laboratoire (Seychelles 2002; de Montgolfier 2003; Joly 2004). Il s'agit très certainement d'une période critique du développement chez cette espèce. La métamorphose représente une période critique pour la survie de la plie japonaise (*Paralichthys olivaceus*) (Tanaka *et al.* 1989), de la plie européenne (*Pleuronectes platessa*) (Nash et Geffen 2000) et pour d'autres poissons plats (Geffen *et al.* 2007). À la métamorphose, les larves doivent effectuer une réorganisation physiologique, s'adapter à un environnement benthique tout en faisant face à une importante demande énergétique (Osse et Van den Boogaart 1997; Geffen *et al.* 2007). Il ne semble donc pas adéquat d'effectuer le sevrage pendant la métamorphose des juvéniles. En effet, les résultats de survie obtenus en fonction du sevrage suggèrent que celui-ci ne peut être fait qu'après l'atteinte d'un certain niveau de développement. Afin d'assurer une meilleure survie des juvéniles, le sevrage devrait être effectué après qu'ils aient atteint une longueur standard de 10.4 mm. Cette taille correspond à la longueur standard moyenne des juvéniles deux mois après la déposition. Ben Khemis *et al.* (2003) ont d'abord suggéré d'effectuer le sevrage des larves de plie rouge lorsque celles-ci atteignaient une longueur standard de 6.6 mm. Cependant, l'expérimentation s'était terminée au moment de la métamorphose. Lors de notre étude, les juvéniles avaient une longueur standard moyenne de 6.6 mm à la déposition et aucun des juvéniles sevrés à cette longueur n'a survécu jusqu'à la fin de l'expérimentation. Nos résultats concordent plutôt avec l'étude de Lee et Litvak (1996)

qui ont aussi réussi à sevrer avec succès des juvéniles de plie rouge d'une longueur standard de 12.5 mm au moment du sevrage, ce qui correspond à la longueur standard des juvéniles âgés de trois mois après la déposition au cours de notre expérience.

Il est probable que la présence de rotifères dans la colonne d'eau, en plus de la moulée lors de l'alimentation, a augmenté la prise alimentaire et la survie. Kolkvoski *et al.* (1997) ont démontré que la réponse alimentaire à la moulée chez les larves de daurade (*Sparus auratus*) était grandement améliorée en présence des stimuli chimiques et visuels des proies vivantes. De plus, à la fin de l'expérimentation, la présence de rotifères en plus de la moulée a permis aux juvéniles recevant une alimentation mixte d'obtenir une croissance plus importante. Une période d'alimentation mixte plus longue a donc permis d'améliorer le succès au sevrage ainsi que la croissance des juvéniles de plie rouge. Les avantages de l'alimentation mixte sur la survie au sevrage et la croissance ont été cités lors d'expériences précédentes sur les larves de poissons marins (Hart et Purser 1996 ; Baskerville-Bridges et Kling 2000).

La valeur nutritive inadéquate de la moulée peut être une cause d'échec du sevrage. La plupart des travaux réalisés sur les besoins nutritionnels des poissons portent sur les lipides (Sargent *et al.* 1999; Trushenski *et al.* 2006). Ceux-ci déterminent le niveau d'énergie disponible pour les larves en croissance et assurent l'intégrité du fonctionnement des membranes cellulaires (Cahu et Zambonino Infante 2001, Bell *et al.* 2003). Les résultats obtenus indiquent que les deux régimes alimentaires à l'essai répondent de manière semblable aux besoins en lipides des juvéniles et ce, malgré le fait que la moulée et les rotifères enrichis aient une composition différente en grandes

classes de lipides. En effet, la composition lipidique des juvéniles ne permet pas d'expliquer les mortalités des traitements S0 et S1 à la suite du sevrage. Aucune différence n'a été remarquée quant aux grandes classes de lipides entre les juvéniles sevrés et non sevrés. Les acides aminés, les vitamines et les minéraux sont d'autres éléments essentiels fournis par l'alimentation qui sont nécessaires à la survie et la croissance des poissons marins (Lucas et Southgate 2003). Des carences ou un déséquilibre de l'approvisionnement d'un ou de ces éléments pourraient expliquer les mortalités liées au sevrage, mais ces éléments n'ont pas été mesurés.

La principale différence entre la moulée et les rotifères enrichis provient de l'importante proportion de PL (~ 50 %) dans les rotifères et l'importante proportion de CET (> 70 %) dans la moulée. Les PL alimentaires sont reconnus pour assurer le développement et la croissance des larves de poissons (Sargent *et al.* 1999; Cahu et Zambonino Infante 2001). Les PL représentent la deuxième classe de lipides en importance dans la moulée (~ 12 %). Sargent *et al.* (1999) affirment que l'alimentation larvaire idéale devrait contenir 10 % de PL d'origine marine, puisque c'est ce qui est retrouvé dans les œufs ou les sacs vitellins. Par ailleurs, les CET ne sont pas reconnues comme source alimentaire de lipides chez les téléostéens. En effet, si les CET représentent des lipides énergétiques chez les élasmobranches, les téléostéens utilisent plutôt les acides gras non estérifiés (Ballantyne 2004; Speers-Roesch *et al.* 2006).

Il est difficile d'expliquer exactement ce qui a pu causer les mortalités liées au sevrage pour les traitements S0 et S1. Les juvéniles échantillonnés une fois sevrés ne montrent pas de différence avec les juvéniles en alimentation mixte pour l'ensemble des

paramètres étudiés (longueur standard, largeur, masse, indices de d'état, concentration en lipides totaux et composition lipidique). Lors d'une étude portant sur la sole sénégalaise (*Solea senegalensis*), des mortalités importantes ont été observées à la suite du sevrage et les survivants présentaient une croissance semblable à ce qui était obtenu pour le traitement utilisant des proies vivantes (Cañavate et Fernández-Díaz 1999). Les auteurs suggèrent qu'une sélection se serait effectuée lors du sevrage, favorisant ainsi une portion des individus capables de s'alimenter uniquement à partir de la moulée. Lors de notre étude, il est possible que les juvéniles échantillonnés suite au sevrage des traitements S0 et S1 représentent la portion d'individus ayant atteint un niveau de développement adéquat pour se nourrir exclusivement à partir de la moulée. La présence de larves de taille variable chez le bar européen, la daurade, le turbot et le flétan Atlantique en alimentation mixte a été décrite par Roselund *et al.* (1997).

4.2 Influence du sevrage sur la croissance des juvéniles

La différence de masse des juvéniles entre les traitements S2 et S3 au jour 90 reflète la présence d'une croissance importante pour les juvéniles en alimentation mixte, ce qui peut se refléter dans la composition lipidique. Ainsi, la plus faible proportion de PL chez les juvéniles en alimentation mixte pourrait s'expliquer par une demande plus importante en PL afin de répondre à la croissance. Le profil de l'expression de la phospholipase A2 suggère fortement que les larves de bar européen (*Dicentrarchus labrax*) sont mieux préparées à digérer les PL que les TAG (Cahu *et al.* 2003). De plus, selon Geurden *et al.* (1995) et Fontagne *et al.* (1998), les larves de poissons ont une

capacité limitée à produire des PL par eux-mêmes. L'augmentation importante de la proportion de CET chez les poissons en alimentation mixte au jour 90 va au-delà des proportions retrouvées antérieurement chez les larves en début d'alimentation (Mercier *et al.* 2004). L'identité exacte de ces composés ainsi que leurs rôles dans le métabolisme durant différents états nutritionnels est toujours inconnue (Alkani *et al.* 2005). De plus, malgré l'existence de voies de production des corps cétonés chez les poissons, le jeûne ne provoque pas une augmentation des CET (Zammit et Newsholme 1979). Dans la présente étude, l'augmentation des CET semble plutôt associée à une croissance importante en masse pour les juvéniles en alimentation mixte. Il est possible que l'augmentation de cétones soit causée par une ingestion plus importante de moulée qui contient une proportion importante de CET (> 70 %). Ces informations mettent en évidence le besoin d'effectuer des études plus approfondies sur la présence des CET chez les poissons marins recevant différents régimes alimentaires.

Les acides gras essentiels sont utilisés comme marqueur alimentaire puisqu'ils ne peuvent pas être synthétisés. Ceux-ci sont rarement modifiés par les poissons marins et sont essentiels afin d'assurer leur croissance et leur survie. Les informations obtenues au cours de cette expérimentation démontrent que les juvéniles des deux traitements obtiennent un ratio similaire d'acides gras polyinsaturés essentiels par l'alimentation mixte et la moulée. Par exemple, la proportion ainsi que le ratio d'AA par rapport aux autres acides gras essentiels dans les lipides polaires sont comparables à ce qui a été déterminé pour les larves de plie rouge (Mercier *et al.* 2004) et se situent dans la fenêtre des proportions optimales pour d'autres poissons plats (Bell et Sargent 2003). La proportion d'AA présente dans les juvéniles est supérieure à ce qui est retrouvé dans les

rotifères et la moulée. Les juvéniles effectuaient donc probablement de la rétention sélective pour cet acide gras essentiel. La proportion de DHA est beaucoup plus faible chez les rotifères que ce qui se trouve dans la composition des juvéniles en alimentation mixte. L'absence de différence dans la proportion de DHA entre les juvéniles sevrés et en alimentation mixte met en évidence l'ingestion de la moulée, riche en DHA, par les juvéniles en alimentation mixte. La différence de croissance à la suite du sevrage du traitement S2 ne peut pas être expliquée par une différence des acides gras essentiels.

Les besoins nutritionnels ne peuvent être considérés sans prendre en compte la proportion totale en acides gras polyinsaturés, mono-insaturés et saturés ainsi que leurs proportions relatives dans les lipides alimentaires (Sargent *et al.* 1999). La différence de la composition en acides gras entre les traitements S2 et S3 indique que les rotifères font toujours partie de l'alimentation des juvéniles en alimentation mixte. La proportion d'acides gras mono-insaturés, spécialement pour les acides gras des lipides neutres, est fortement influencée par l'alimentation, ce qui concorde avec les résultats de Blair *et al.* (2003). En effet, la moulée contient une proportion d'acides gras mono-insaturés qui est plus de deux fois inférieure à ce qui est retrouvé chez les rotifères. Cela est bien reflété chez les juvéniles sevrés qui ont une proportion d'acides gras mono-insaturés dans les lipides neutres qui est 1.5 fois inférieure par rapport aux juvéniles en alimentation mixte. La différence de la composition en acides gras est plus importante pour les lipides neutres que pour les lipides polaires. Cela peut s'expliquer par une régulation importante des lipides polaires utilisés dans la composition membranaire (Skalli et Robin 2004).

4.3 Utilisation de rotifères enrichis comme seules proies vivantes

La culture des juvéniles de plie rouge pour cette expérience a été grandement simplifiée grâce à l'utilisation des rotifères enrichis comme unique type de proies vivantes pour l'ensemble de l'élevage. Ce protocole d'alimentation ne représente pas l'utilisation normale des proies vivantes en élevage larvaire. Normalement, une succession de types de proies (rotifères et artémies) est utilisée, ce qui permet une adéquation entre la taille des aliments et la taille de la bouche des larves au cours du développement (Guillaume *et al.* 2001; Lucas et Southgate 2003). En effet, il est admis que la taille des proies influence le rapport entre l'énergie récupérée dans celles-ci et l'énergie dépensée pour les capturer (Guillaume *et al.* 2001). Lors de cet élevage, l'utilisation de rotifères enrichis et de moulée a permis d'obtenir des juvéniles de qualité. Il est probable que l'ingestion de la moulée a été favorisée par l'utilisation de proies vivantes plus petites.

Une croissance en longueur standard de $0.063 \text{ mm jour}^{-1}$ a été obtenue pour les juvéniles des deux traitements qui ont survécu jusqu'à la fin des 90 jours d'expérimentation (S2 et S3). La croissance en longueur est semblable à ce qui avait été déterminé pour des juvéniles de plie rouge nouvellement déposés lors d'études antérieures présentant des conditions d'élevages similaires (Chambers *et al.* 1988, Seychelles 2002). Une croissance de $0.27 \text{ mg jour}^{-1}$ et de $0.40 \text{ mg jour}^{-1}$, du jour 15 à 90 suivant la déposition, a été obtenue pour le traitement S2 et S3 respectivement. La croissance en masse pour ces deux traitements est supérieure à ce qui avait été obtenu

précédemment au laboratoire pour des juvéniles nouvellement déposés (Seychelles 2002; de Montgolfier 2003).

Un nombre très peu élevé de juvéniles présentant des problèmes d'érosion des nageoires a été observé lors de l'expérimentation. Ces résultats sont semblables à ce qui a été obtenu lors d'élevages précédents au laboratoire, ce qui suggère que les conditions d'élevages utilisées étaient adéquates (Joly 2004; de Montgolfier *et al.* 2005).

Lors de notre expérience, il a été possible d'observer le processus de pigmentation des juvéniles de plie rouge. À la déposition, la pigmentation des juvéniles n'était pas encore présente. Par contre, un mois après la déposition, une pigmentation complète du corps était observée pour l'ensemble des juvéniles. La pigmentation complète chez les poissons plats ne peut être observée qu'après la métamorphose (Estévez *et al.* 1999; Copeman *et al.* 2002). Ces résultats viennent appuyer l'existence d'un décalage temporel d'environ un mois entre la déposition et la fin de la métamorphose chez la plie rouge (Seychelles 2002; Joly 2004 ; de Montgolfier *et al.* 2005). Le degré de pigmentation obtenu lors de cette expérience est supérieur à ce qui a été obtenu lors d'élevages précédents au laboratoire (Joly 2004; de Montgolfier *et al.* 2005). La période larvaire est jugée comme étant la plage du développement où l'alimentation influencerait la pigmentation chez les poissons marins (Estévez *et al.* 1999; Copeman *et al.* 2002). Plusieurs auteurs mentionnent que l'AA a un rôle prédominant dans le processus de pigmentation (Estévez *et al.* 1999 ; Copeman *et al.* 2002 ; Bell *et al.* 2003 ; Lund *et al.* 2007). L'AA serait le précurseur alimentaire favorisé pour la production des eicosanoïdes. Cependant, un surplus d'eicosanoïdes peut

également occasionner des problèmes de pigmentation (Estévez *et al.* 1999; Copeman *et al.* 2002).

5. CONCLUSION

Le moment du sevrage a eu une influence sur le pourcentage de survie et la croissance des juvéniles de plie rouge. La présence de rotifères enrichis en plus de la moulée dans l'alimentation a permis d'assurer la survie des juvéniles jusqu'à deux mois après la déposition. Après cette période, une augmentation de la croissance des juvéniles en alimentation mixte a été observée par rapport aux juvéniles sevrés.

Le suivi à long terme des juvéniles de plie rouge nouvellement déposés en alimentation mixte avec des rotifères enrichis comme proies vivantes est une première. Cette technique s'est avérée concluante et a permis de produire des juvéniles de qualité au-delà des trois mois de l'expérimentation. La charge de travail a aussi été simplifiée par rapport aux élevages précédents. De plus, l'utilisation des rotifères enrichis représente certainement un élément de la solution à l'important problème de la mal-pigmentation des poissons plats en aquaculture. Cependant, force est de constater qu'il reste du travail à faire pour arriver à définir des conditions d'élevage permettant d'obtenir également de forts pourcentages de survie.

RÉFÉRENCES CITÉES

- Alkanani, T., Parrish, C. C., Rodnick, K. J., Gamperl, A. K. (2005) Lipid class and nonesterified fatty acid profiles in plasma of North Atlantic cod (*Gadus morhua*). Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 52: 2509-2518.
- Appelbaum, S. (1985) Rearing of the dover sole, *Solea solea* (L), through its larval stages using artificial diets. Aquaculture 49: 209-221.
- Ballantyne, J. S. (2004) Mitochondria: aerobic and anaerobic design-lessons from molluscs and fishes. Comparative Biochemistry and Physiology, Part B 139: 461-467.
- Baskerville-Bridges, B. et Kling, L. J. (2000) Early weaning of Atlantic cod (*Gadus morhua*) larvae onto a microparticulate diet. Aquaculture 189: 109-117.
- Bell, J. G. et Sargent, J. R. (2003) Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. Aquaculture 218: 491-499.
- Bell, J. G., McEvoy, L. A., Estevez, A., Shields, R. J., Sargent, J. R. (2003) Optimising lipid nutrition in first feeding flatfish larvae. Aquaculture 227: 211-220.

- Ben Khemis, I., De la Noüe, J., Audet, C. (2000) Feeding larvae of winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum) with live prey or microencapsulated diet: linear growth and protein, RNA and DNA content. *Aquaculture Research* 31: 377-386.
- Ben Khemis, I., Audet, C., Fournier, R., De la Noüe, J. (2003) Early weaning of winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus* Walbaum) larvae on a commercial microencapsulated diet. *Aquaculture Research* 34: 445-452.
- Bigelow, H. B., et Schroeder, W. C. (1953) Fishes of the gulf of Maine. Fishery Bulletin of the Fish and Wildlife Services, Washington.US. 577 p.
- Blair, T., Castell, J., Neil, S., D'Abramo, L., Cahu, C., Harmon, P., Ogunmoye, K. (2003) Evaluation of microdiets versus live feeds on growth, survival and fatty acid composition of larval haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). *Aquaculture* 225: 451-461.
- Buckley, J. (1989) Species profiles: life histories and environmental requirements of coastal fishes and invertebrates (North Atlantic)-winter flounder. U.S. Fish and Wildlife Service. Biological report. 82 (11.87). U.S. Army Corps of Engineers, TR EL-82-4. 12 p.

- Butts, I. A. E. et Litvak, M. K. (2007) Parental and stock effects on larval growth and survival to metamorphosis in winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*). *Aquaculture* 269: 339-348.
- Cahu, C. et Zambonino Infante, J. (2001) Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. *Aquaculture* 200: 161-180.
- Cahu, C., Zambonino Infante, J., Barbosa, V. (2003) Effect of dietary phospholipid level and phospholipid:neutral lipid value on the development of sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae fed a compound diet. *British Journal of Nutrition* 90: 21-28.
- Canãvate, J. P. et Fernández-Díaz, C. (1999) Influence of co-feeding larvae with live and inert diets on weaning the sole *Solea senegalensis* onto commercial dry feeds. *Aquaculture* 174: 255-263.
- Carlson, J. K., Randall, T. A., Mroczka, M. (1997) Feeding habits of winter flounder (*Pleuronectes americanus*) in a habitat exposed to anthropogenic disturbance. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science* 21: 65-73.
- Chambers, R. C. et Leggett, W. C. (1987) Size and age at metamorphosis in marine fishes: an analysis of laboratory-reared winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) with a review of variation in other species. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 44: 1936-1947.

- Chambers, R. C. , Leggett, W. C., Brown, J. A. (1988) Variation in and among early life history traits of laboratory-reared winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*). Marine Ecology Progress Series 47: 1-15.
- Chang, Q., Liang, M. Q., Wang., J. L., Chen, S. Q., Zhang, X. M., Liu, X. D. (2006) Influence of larval co-feeding with live and inert diets on weaning the tongue sole *Cynoglossus semilaevis*. Aquaculture Nutrition 12: 135-139.
- Copeman, L. A., Parrish, C. C., Brown, J. A., Harel, M. (2002) Effects of docosahexaenoic, eicosapentaenoic, and arachidonic acids on the early growth, survival, lipid composition and pigmentation of yellowtail flounder (*Limanda ferrugina*): a live food enrichment experiment. Aquaculture 210: 285-304.
- De Montgolfier (2003) Influence du système d'élevage et du régime alimentaire larvaire sur les juvéniles post-métamorphiques de la plie rouge. Mémoire de maîtrise, Université du Québec à Rimouski, Rimouski. Canada. 101 p.
- De Montgolfier, B., Audet, C., Lambert, Y. (2005) Growth of early juvenile winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus* Walbaum). Aquaculture Research 36: 1595-1601.
- Duman, J.G. et Devries, A.L. (1974) Freezing resistance in winter flounder *Pseudopleuronectes americanus*. Nature 247: 237-238.

Estévez, A., McEvoy, L.A., Bell, J. G., Sargent, J. R. (1999) Growth, survival, lipid composition and pigmentation of turbot (*Scophthalmus maximus*) larvae fed live-prey enriched in arachidonic and eicosapentaenoic acids. *Aquaculture* 180: 321-343.

FAO Fisheries Department. (2006) State of world aquaculture 2006. FAO Fisheries Technical Paper. No. 500. Rome, FAO. 134 p.

Fletcher, G. L. (1977) Circannual cycles of blood plasma freezing point and Na⁺ and Cl⁻ concentrations in Newfoundland winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*), correlation with water temperature and photoperiod. *Canadian Journal of Zoology* 55: 789-795.

Folch, J., Lees, M., Sloane Stanley, G. H. (1957) A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *Journal of Biological Chemistry* 226: 497-509.

Fontagne, S., Geurden, I., Escaffre, A. M., Bergot, P. (1998) Histological changes induced by dietary phospholipids in intestine and liver of common carp (*Cyprinus carpio L.*) larvae. *Aquaculture* 161: 213-223.

Frank, K. T., et Legett, W. C. (1983) Multispecies larval fish associations: accident or adaptation? *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 40: 754-762.

- Geffen, A. J., van der Veer, H. W., Nash, R. D. M. (2007) The cost of metamorphosis in flatfishes. *Journal of Sea Research* 58: 35-45.
- Geurden, I., Radünz-Neto, J., Bergot, P. (1995) Essentiality of dietary phospholipids for carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Aquaculture* 131: 303-314.
- Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Métailler, R. (2001) Nutrition and feeding of fish and crustaceans. Springer-Praxis. Chichester, UK. 408 p.
- Gwak, W. S., Tsusaki, T., Tanaka, M. (2003) Nutritional condition, as evaluated by RNA/DNA ratios, of hatchery-reared Japanese flounder from hatch to release. *Aquaculture* 2: 503-514.
- Hagiwara, A., Gallardo, W. G., Assavaaree, M., Kotani, T., de Araujo A. B. (2001) Live food production in Japan: recent progress and future aspects. *Aquaculture* 200: 111-127.
- Hart, P. R. et Purser, G. J. (1996) Weaning of hatchery-reared greenback flounder (*Rhombosolea tapirina* Günther) from live to artificial diets: effects of age and duration of the changeover period. *Aquaculture* 145: 171-181.
- Hoornbeek, F. K., Sawyer, P. J., Sawyer, E. S. (1982) Growth of winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) and smooth flounder (*Liopsetta putivami*) in heated and unheated water. *Aquaculture* 28: 363-373.

- Jennings, S., Kaiser, M. J., Reynolds, J. D. (2001) Marine fishery ecology. Blackwell Science. Oxford, UK. 432 p.
- Joly, S. (2004) Impact du substrat et de la photopériode sur des juvéniles de plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*). Mémoire de maîtrise, Université du Québec à Rimouski, Rimouski. Canada. 60 p.
- Kolkovski, S., Arieli, A., Tandler, A. (1997) Visual and chemical cues stimulate microdiet ingestion in sea bream larvae. *Aquaculture International* 5: 527-536.
- Koven, W., Kolkovski, S., Hadas, E., Gamsiz, K., Tandler, A. (2001) Advances in the development of microdiets for gilthead seabream, *Sparus aurata*: a review. *Aquaculture* 194: 107-121.
- Lee, G. W. Y. et Litvak, M. K. (1996) Weaning of metamorphosed winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) reared in the laboratory: comparison of two commercial artificial diets on growth, survival and conversion efficiency. *Aquaculture* 144: 251-263.
- Link, J.S., Bolles, K., Milliken, G. (2002) The feeding ecology of flatfish in the northwest Atlantic. *Journal of Northwest Atlantic Fishery Science* 30: 1-17.

- Litvak, M. K. (1994) Winter flounder [culture]. Bulletin of the Aquaculture Association of Canada 1: 4-8.
- Litvak, M. K., (1996) Development of winter flounder (*Pleuronectes americanus*) for aquaculture : state of the art. Bulletin of the Aquaculture Association of Canada 96: 24-26.
- Litvak, M. K. (1999) The development of winter flounder (*Pleuronectes americanus*) for aquaculture in Atlantic Canada: current status and future prospects. Aquaculture 176: 55-64.
- López-Alvarado, J., Langdonb, C.J., Teshima, S., Kanazawa, A. (1994) Effects of coating and encapsulation of crystalline amino acids on leaching in larval feeds. Aquaculture 122: 335-346.
- Lucas, J. S. et Southgate, P.C. (2003) Aquaculture: farming aquatic animals and plants. Blackwell publishing. Oxford, UK. 502 p.
- Lund, I., Steenfeldt, S. J., Hansen, B. W. (2007) Effect of dietary arachidonic acid, eicosapentaenoic acid and docosahexaenoic acid on survival, growth and pigmentation in larvae of common sole (*Solea solea* L.). Aquaculture 273: 532-544.

McCracken F. D. (1963) Seasonal movements of the winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum), on Atlantic coast. Journal of the Fisheries Research Board of Canada 20: 551-586.

Mercier, L., Audet, C., De la Noüe, J., Parent, B., Parrish, C. C., Ross, N. W. (2004) First feeding of winter flounder (*Pseudopleuronectes americanus*) larvae: use of *Brachionus plicatilis* acclimated at low temperature as live prey. Aquaculture 229: 361-376.

MPO. (2005). Plie rouge du sud du golfe du Saint-Laurent (div. 4T). Secrétariat canadien de consultation scientifique du MPO, Avis scientifique. 2005/015.

Naess, T., Germain-Henry, M., Naasa, K.E. (1995) First feeding of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) using different combinations of *Artemia* and wild zooplankton. Aquaculture 130: 235-250.

Navarro, J. C., Henderson, R. J., McEvoy, L. A., Bell, M. V., Amat, F. (1999) Lipid conversions during enrichment of *Artemia*. Aquaculture 174: 155-166.

Nash, R. D. M. et Geffen, A. J (2000) The influence of nursery ground processes in the determination of year-class strength in juvenile plaice *Pleuronectes platessa* L. in Port Erin Bay, Irish Sea. Journal of Sea Research 44: 101-110.

National Marine Fisheries Service (2008) New England Auction prices. Boston, MA.

- Osse, J.W.M. et Van den Boogaart, J.G.M. (1997) Size of flatfish larvae at transformation, functional demands and historical constraints. *Journal of Sea Research* 37: 229-239.
- Parrish, C. C. (1987) Separation of aquatic liquid classes by chromarod thin-layer chromatography with measurement by iatroscan flame ionization detection. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 44: 722-731.
- Parrish, C. C. (1999) Determination of total lipid, lipid classes, and fatty acids in aquatic samples, in *lipids in freshwater ecosystems*. Arts, M. T., and Wainman, B. C., eds., Springer-Verlag. New-York. US. 5-20.
- Pearcy, W, G. (1962) Ecology of an estuarine population of winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum). *The Bulletin of the Bingham Oceanographic Collection, Yale University*. 18, 78 p.
- Pereira, J. J., Goldberg, R., J. J., Z., Berrien, P. L., Morse, W. W., Johnson, D. L. (1999) Essential fish habitat source document: winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus*, life history and habitat characteristics. National Marine Fisheries Service-NE-138, U.S. Department of Commerce. 18 p.
- Plante, S. (2002) Mise au Point des conditions d'élevage de géniteurs de plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*). Thèse de Doctorat, Université du Québec à Rimouski, Rimouski. Canada. 120 p.

- Rideout, R. M., Litvak, M. K., Trippel, E. A. (2003) The development of a sperm cryopreservation protocol for winter flounder *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum): evaluation of cryoprotectants and diluents. *Aquaculture Research* 34: 653-659.
- Rosenlund, G, Stoss, J., Talhot, C. (1997) Co-feeding marine fish larvae with inert and live diets. *Aquaculture* 155: 183-191.
- Rueda-Jasso, R., Conceição, L. E. C., Dias, J., De Coen, W., Gomes, E., Rees, J. F., Soares, F., Dinis, M. T., Sorgeloos, P. (2004) Effect of dietary non-protein energy levels on condition and oxidative status of Senegalese sole (*Solea senegalensis*) juveniles. *Aquaculture* 231: 417-433.
- Sargent, J. R., McEvoy, L. A., Bell, J. G. (1997) Requirements, presentation and sources of polyunsaturated fatty acids in marine fish larval feeds. *Aquaculture* 155: 117-127.
- Sargent, J., McEvoy, L., Estevez, A., Bell, G., Bell, M., Henderson, J., Tocher, D. (1999) Lipid nutrition of marine fish during early development: current status and future direction. *Aquaculture* 179: 217-229.
- Scott, W.B. et Scott, M.G. (1988) Atlantic fishes of Canada. *Canadian Bulletin of Fisheries and Aquatic Sciences* 219, 731 p.

- Seychelles, L., (2002) Influence de la température et de la salinité sur la croissance des juvéniles de plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*) en phase de pré-grossissement et de grossissement. Mémoire de maîtrise, Université du Québec à Rimouski, Rimouski. Canada. 56 p.
- Skalli, A. et Robin, J. H (2004) Requirement of n-3 long chain polyunsaturated fatty acids for European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles: growth and fatty acid composition. *Aquaculture* 240: 399-415.
- Smigielski, A. S. et Arnold, C. R. (1972) Separating and incubating winter flounder eggs. *Progressive Fish-Culturist* 34: 113.
- Sokal, R.R. et Rohlf, J.F. (1995) Biometry: the principles and practice of statistics in biological research. 3rd edition. W. H. Freeman and Company. New-York. 887 p.
- Speers-Roesch, B., Ip, Y. K., Ballantyne, J. S. (2006) Metabolic organization of freshwater, euryhaline, and marine elasmobranchs: implications for the evolution of energy metabolism in sharks and rays. *The Journal of Experimental Biology* 209: 2495-2508.
- Statistique Canada (2007) Production aquacole du Canada en 2006. Division de l'aquaculture. Cat. no. 23-222-XIF.

Støttrup, J. G. et McEvoy, L. A. (2003) Live feeds in aquaculture. Blackwell Publishing. Oxford. UK. 318 p.

Tanaka, M., Goto, T., Tomiyama, M., Sudo, H. (1989) Immigration, settlement, and mortality of flounder (*Paralichthys olivaceus*) larvae and juveniles in a nursery ground, Shijiki Bay, Japan. Netherlands Journal of Sea Research 24: 57-67.

Tanaka, M., Kawai, S., Seikai, T., Burke, J. S. (1996) Development of the digestive organ system in Japanese flounder in relation to metamorphosis and settlement. Marine and Freshwater Behaviour and Physiology 28: 19-31.

Trushenski, J. T., Kasper, G. S., Kohler, C. C. (2006) Challenges and opportunities in finfish nutrition. North American Journal of Aquaculture 68: 122-140.

Vaillancourt, R., (1982) Contribution à l'étude biologique de la population de plies rouges, *Pseudopleuronectes americanus* (Walbaum), de la région de St Fabien-sur-mer, Québec. Mémoire de maîtrise en océanographie, Université du Québec à Rimouski, Rimouski. Canada. 172 p.

Vaillancourt, R., Brêthes, J. C. F., Desrosiers, G. (1985) Croissance de la plie rouge (*Pseudopleuronectes americanus*) de l'estuaire maritime du Saint Laurent. Canadian Journal of Zoology 63: 1610-1616.

- Van Guelpen, L. et Davis, C. C. (1979) Seasonal movements of the winter flounder, *Pseudopleuronectes americanus* in two contrasting inshore locations in Newfoundland. Transactions of the American Fisheries Society 108: 26-37.
- Watanabe, T. et Kiron, V. (1994) Prospects in larval fish dietetics (review). Aquaculture 124: 223-251.
- Yamashita, Y., Tanaka, M., Miller, J. M. (2001) Ecophysiology of juvenile flatfish in nursery grounds. Journal of Sea Research 45: 205-218.
- Yúfera, M., Fernández-Díaz, C., Pascual, E. (1995) Feeding rates of gilthead seabram (*Sparus aurata*) larvae on microcapsules. Aquaculture 134: 257-268.
- Zammit, V. A. and Newsholme, E. A. (1979) Activities of enzymes of fat and ketone-body metabolism and effects of starvation on blood concentrations of glucose and fat fuels in teleost and elasmobranch fish. The Biochemical Journal 184: 313-322.

